

MAYARA SCHULZ

**INFLUÊNCIA DA MATURAÇÃO SOBRE O CONTEÚDO E
BIOACESSIBILIDADE DE MINERAIS E PERFIL DE
COMPOSTOS FENÓLICOS DOS FRUTOS DA PALMEIRA
JUÇARA (*Euterpe edulis* Martius)**

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação
em Ciência dos Alimentos da Universidade Federal de
Santa Catarina para a obtenção do grau de Mestre em
Ciência dos Alimentos.

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Roseane Fett

Florianópolis
2015

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Schulz, Mayara

Influência da maturação sobre o conteúdo e
bioacessibilidade de minerais e perfil de compostos
fenólicos dos frutos da palmeira juçara (*Euterpe edulis*
Martius) / Mayara Schulz ; orientadora, Roseane Fett -
Florianópolis, SC, 2015.

171 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa
Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós-
Graduação em Ciência dos Alimentos.

Inclui referências

1. Ciência dos Alimentos. 2. *Euterpe edulis*. 3.
Maturação. 4. Minerais. 5. Fenólicos. I. Fett, Roseane. II.
Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-
Graduação em Ciência dos Alimentos. III. Título.

AGRADECIMENTOS

Meu sincero reconhecimento e agradecimento aos que contribuíram para a realização dessa importante etapa de minha vida, em especial:

A **Deus** pela vida, pelas bênçãos e por este particular momento;

Aos meus amados pais, **Vitor Schulz e Rosane Rohling**, que sempre acreditaram na minha capacidade, e por todo amor, incentivo e apoio em todos os momentos da minha vida;

À minha irmã, **Franciéli Schulz**, minha companheira de todos os momentos, por toda parceria, amor e amizade;

Ao **Rafael Bach Gonçalves**, meu amor, meu companheiro, que me incentivou desde o processo seletivo até a defesa, sempre com muito amor, paciência e inestimável apoio em todas as horas;

À **Universidade Federal de Santa Catarina** e ao **Programa de Pós-Graduação em Ciência de Alimentos**, aos docentes e demais funcionários pela dedicação e oportunidade para adquirir novos conhecimentos durante a minha formação;

À professora Dra. **Roseane Fett**, minha orientadora, por me proporcionar a oportunidade em participar do seu grupo de pesquisa e me apoiar durante esta caminhada;

Ao **Luciano Gonzaga** pelos inúmeros ensinamentos, contribuições e participação fundamental na realização deste trabalho;

Aos demais membros do grupo de pesquisa do Laboratório de Química de Alimentos, professora Dra. **Ana Carolina de Oliveira Costa, Priscila Missio da Silva, Monia Stremel Azevedo, Fabiana Della Betta, Andressa Camargo Valse, Roberta Garcia Barbosa, Siluana Kátia Tischer Seraglio, Francieli Braghini, Cláudia Berenice Arroyo Balderas, Sarah de Oliveira, Laís Morilla, Letícia Vanderlinde, Gabriela Rocha e Mariana Araújo** por todo apoio recebido e companheirismo durante a jornada do dia a dia. Em especial, agradeço à **Fabíola Carina Biluca e Priscila Nehring**, que acompanharam mais de perto e muito contribuíram para a realização deste trabalho, e ao **Nelson Mikhail Camargo** pelo apoio nas coletas dos frutos;

Ao **Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq)** e à **Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES)** pelo apoio financeiro para a concretização desta pesquisa;

Ao professor Dr. **Daniel Lazaro Gallindo Borges** por disponibilizar seu laboratório e aos doutorandos **Jefferson Santos de**

Gois e Tarcisio Silva de Almeida, pela grande ajuda com as análises dos minerais;

Ao professor Dr. **Gustavo Amadeu Micke** por disponibilizar seu laboratório e ao professor Dr. **Luciano Vitalli** pela grande ajuda com as análises dos compostos fenólicos;

À professora Dra. **Graciele da Silva Campelo Borges** pelas valiosas contribuições durante a realização deste trabalho;

Ao professor Dr. **Paul Richard Momsen Miller** por contribuir com seu amplo conhecimento e experiência com frutos de juçara, e aos demais membros da banca, professora Dra. **Edna Regina Amante** e Prof. Dr. **Raimundo Wilane Figueiredo**, pela disponibilidade em participar da defesa desta dissertação e pelas contribuições para o aperfeiçoamento deste trabalho;

Às queridas colegas de mestrado da turma de 2013, **Evellin Balbinot, Isabel da Silva Haas, Diana Treml e Clarissa Barretta** por toda ajuda dentro e fora de sala de aula;

À família Bach Gonçalves: **Jussara, Frederico, Leonardo e Ana Paula**, por me acolherem tão bem, e por todo apoio e carinho;

Às amigas **Martha Luisa Machado, Gabriela Martini e Ivanize Siebeneichler**, que desde a graduação me proporcionam tantos bons momentos, e por todo apoio durante a realização deste trabalho.

RESUMO

Espécie nativa da Mata Atlântica, encontrada desde o sul da Bahia até o norte do Rio Grande do Sul, a palmeira juçara (*Euterpe edulis* Mart.) apresenta grande importância ecológica e econômica para o Brasil, em especial para os estados de Santa Catarina, Paraná e São Paulo. A exploração extrativista contínua e desordenada para a produção de palmito acarretou em risco de extinção da espécie, visto que a extração do palmito implica no sacrifício da planta. Recentemente, maior atenção vem sendo dada à exploração de seus frutos, muito semelhantes aos frutos do açaizeiro (*Euterpe oleracea* Mart.) cultivado na Amazônia e utilizado para a produção de açaí. Os frutos de juçara são arredondados e apresentam coloração violáceo-púrpura quando maduros, sua utilização para obtenção de polpa tornou-se uma forma de conciliar proteção ambiental da espécie com agregação de valor econômico. O presente trabalho teve como objetivo avaliar o conteúdo de minerais, sua bioacessibilidade e determinar o perfil de compostos fenólicos em frutos de palmeira juçara coletados em Florianópolis/SC em diferentes estádios de maturação. Os minerais e sua bioacessibilidade, bem como o conteúdo de compostos fenólicos apresentaram mudanças com o avanço da maturação. A partir da utilização da metodologia de bioacessibilidade *in vitro* mostrou-se que os frutos coletados no final da maturação, nos estádios definidos como sexto e sétimo, apresentaram um melhor aproveitamento nutricional com relação aos minerais, especialmente para Mn, Se, Cu, Ca e Fe. Com o emprego da HPLC-ESI-MS/MS foram identificados ácidos fenólicos (protocatecuico, p-cumárico e gálico), flavonoides (campferol, aromadendrina, hispidulina, quercetina, taxifolina, miricetina e rutina) e estilbeno (resveratrol). Os ácidos fenólicos e os flavonoides apresentaram as maiores concentrações, em sua maioria, nos frutos coletados até o terceiro estádio de maturação, com exceção da rutina e quercetina, que apresentaram os maiores teores no final do ciclo de maturação. Os resultados obtidos neste trabalho demonstram que o consumo de frutos de juçara pode contribuir significativamente para a ingestão diária recomendada de minerais e maximizar a ingestão dietética de compostos antioxidantes, os quais podem trazer benefícios à saúde do consumidor.

Palavras-chave: *Euterpe edulis*. Juçara. Minerais. Bioacessibilidade. Fenólicos. Maturação.

ABSTRACT

Native to Atlantic Forest, found from south Bahia to the north of Rio Grande do Sul, the juçara palm (*Euterpe edulis* Mart.) has great ecological and economic importance to Brazil, especially in the states of Santa Catarina, Paraná and São Paulo. The continuous and disorderly exploitation for palm heart production resulted in near extinction of the species, since palm heart extraction involves the sacrifice of the plant. Recently, more attention has been given to the exploitation of juçara fruits, very similar to the fruits grown in Amazon (*Euterpe oleracea* species) and used for the production of açaí. The juçara fruits are rounded, when ripe are violet-purple color, and its use to obtain pulp has become a way of reconciling environmental protection of the species with added economic value. This study aimed to evaluate the mineral content and its bioaccessibility and the profile of phenolic compounds in juçara fruit collected in Florianópolis/SC at different ripening stages. Minerals and their bioaccessibility, and the content of phenolic compounds showed changes during advancing maturity. The application of the *in vitro* bioaccessibility methodology showed that the fruits harvested at the end of ripening stages (sixth and seventh) showed a better mineral content, especially Mn, Se, Cu, Ca and Fe. With the use of HPLC-ESI-MS / MS were identified phenolic acids (protocatechuic, gallic and *p*-coumaric acid), flavonoids (kaempferol, aromadendrin, hispidulin, quercetin, taxifolin, myricetin and rutin) and stilbene (resveratrol). The phenolic acids and flavonoids shown the highest concentrations, mostly in fruits collected until the third ripening stage, with the exception of rutin and quercetin, which showed the highest levels at the end of the ripening cycle. The results of this study show that the consumption of juçara fruit can significantly contribute to the recommended daily intake of minerals and maximize dietary intake of antioxidant compounds, which can benefit the consumer health.

Keywords: *Euterpe edulis*. Juçara. Minerals. Bioaccessibility. Phenolics. Ripening.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Palmeira <i>Euterpe edulis</i>	25
Figura 2 - Distribuição da espécie <i>Euterpe edulis</i> no Brasil	25
Figura 3 - Frutos da espécie <i>Euterpe edulis</i>	27
Figura 4 - Despolpadora elétrica e obtenção da bebida juçara	28
Figura 5 - Tabela periódica dos elementos	31
Figura 6 - Trato gastrointestinal humano e órgãos anexos	40
Figura 7 - Estrutura química de flavonoides	47
Figura 8 - Estrutura química de ácidos fenólicos	48
Figura 9 - Representação esquemática do método de digestão gastrointestinal <i>in vitro</i>	70
Figura 10 – Concentrações dos macrominerais K, Ca, Mg e Na dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	73
Figura 11 – Concentrações dos microminerais Fe, Zn, Mn, Se, Co e Cu dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	78
Figura 12 - Concentrações dos metais Al, Ni, Pb e Cd dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	81
Figura 13 - Análise dos componentes principais para os macrominerais em frutos de juçara	86
Figura 14 - Análise dos componentes principais para os microminerais em frutos de juçara	87
Figura 15 - Análise dos componentes principais para os metais em frutos de juçara	89
Figura 16 - Bioacessibilidade (%) de potássio, cálcio e magnésio dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	92
Figura 17 - Bioacessibilidade (%) de ferro, zinco, manganês, selênio, cobalto e cobre dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	95
Figura 18 - Bioacessibilidade (%) de alumínio, chumbo e níquel dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	103
Figura 19 - Conteúdo do perfil de compostos fenólicos dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	124
Figura 20 - Análise dos componentes principais para o perfil de compostos fenólicos em frutos de juçara	129

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Composição mineral dos frutos do açaizeiro (<i>E. oleracea</i>) e dos frutos de juçara (<i>E. edulis</i>)	35
Tabela 2 - Relação dos estudos sobre minerais em frutos das palmeiras <i>Euterpe edulis</i> e <i>Euterpe oleracea</i> conforme autoria e ano de publicação, periódico, espécie estudada, metodologia empregada e resultados	36
Tabela 3 - Relação dos estudos sobre compostos fenólicos em frutos de juçara e açaí conforme autoria e ano de publicação, periódico, fruto e compostos estudados, metodologia empregada e resultados encontrados	49
Tabela 4 - Datas das coletas dos frutos de juçara realizadas na Costeira do Pirajubaé, Florianópolis, SC	65
Tabela 5 - Parâmetros instrumentais do ICP-MS	66
Tabela 6 - Parâmetros instrumentais do AAS HR-CS	66
Tabela 7 - Coeficiente de determinação (R^2), limites de detecção (LOD) e limites de quantificação (LOQ) utilizados para cada um dos elementos estudados	67
Tabela 8 - Condições operacionais para digestão ácida em micro-ondas	68
Tabela 9 - Comparação entre os valores encontrados e certificados do conteúdo total dos minerais nos materiais de referência NIST SRM 8433 (<i>corn bran</i>) e NIST SRM 1515 (<i>apple leaves</i>)	72
Tabela 10 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para o conteúdo de macro, microminerais e metais, valores de <i>F</i> e sua significância (<i>p</i>) para as variáveis em estudo	84
Tabela 11 – Conteúdo bioacessível de K, Ca e Mg dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	94
Tabela 12 - Conteúdo bioacessível de Fe, Zn, Mn, Se, Co e Cu dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	100
Tabela 13 – Conteúdo bioacessível de Al, As, Pb, Cd e Ni dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação	105
Tabela 14 - Contribuição do consumo de 250 mL de bebida de frutos de juçara para as necessidades de K, Ca, Mg, Fe, Zn, Mn, Se e Cu	107

Tabela 15 - Parâmetros do espectrômetro de massas obtidos para os compostos fenólicos testados	117
Tabela 16 - Íon precursor, íon quantitativo e tempo de retenção dos compostos fenólicos identificados nas amostras de frutos de juçara	119
Tabela 17 - Regressão linear, coeficiente de determinação (R^2), limites de detecção (LOD) e limites de quantificação (LOQ) utilizados para os compostos fenólicos previamente identificados	120
Tabela 18 - Conteúdo dos compostos fenólicos identificados em diferentes palmeiras e estádios de maturação	122
Tabela 19 - Pesos das variáveis para cada componente principal (PC) dos compostos fenólicos em frutos de juçara	131

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AAS	Espectrometria de absorção atômica (do inglês <i>Atomic Absorption Spectrometry</i>)
AAS HR CS	Espectrometria de absorção atômica com fonte contínua de alta resolução (do inglês <i>High Resolution Continuum Source Atomic Absorption Spectrometry</i>)
AI	Ingestão adequada (do inglês <i>Adequate Intake</i>)
ANOVA	Análise de variância
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
Al	Alumínio
As	Arsênio
Ca	Cálcio
CLAE	Cromatografia Líquida de Alta Eficiência
Cd	Cádmio
CONAB	Companhia Nacional de Abastecimento
Co	Cobalto
Cu	Cobre
DAD	Detector de Arranjo de Diodos (do inglês <i>Diode Array Detector</i>)
DRI	Ingestão dietética de referência (do inglês <i>Dietary Reference Intakes</i>)
EAG	Equivalente a ácido gálico
ESI	Ionização por eletrospray (do inglês <i>Electrospray ionization</i>)
F AAS	Espectrometria de absorção atômica com chama (do inglês <i>Flame Atomic Absorption Spectrometry</i>)
Fe	Ferro
H ₂ O ₂	Peróxido de hidrogênio
HCl	Ácido clorídrico
HNO ₃	Ácido nítrico
HR-CS AAS	Espectrômetro de absorção atômica de alta resolução com fonte contínua (do inglês <i>High Resolution Continuum Source Atomic Absorption Spectrometry</i>)
IBGE	Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
ICP-MS	Espectrometria de massas com plasma indutivamente acoplado (do inglês <i>Inductively coupled plasma mass spectrometry</i>)

ICP-OES	Espectrometria de emissão óptica com plasma indutivamente acoplado (do inglês <i>Inductively coupled plasma optical emission spectrometry</i>)
IOM	Instituto de Medicina da Academia Nacional de Ciências dos Estados Unidos da América (do inglês <i>Institute of Medicine</i>)
K	Potássio
LOD	Limite de detecção (do inglês <i>limit of detection</i>)
LOQ	Limite de quantificação (do inglês <i>limit of quantification</i>)
Mg	Magnésio
Mn	Manganês
MS	Espectrometria de massas (do inglês <i>Mass Spectrometry</i>)
Na	Sódio
NaHCO ₃	Bicarbonato de sódio
NaOH	Hidróxido de sódio
Ni	Níquel
NIST	Instituto Nacional de Padrões e Tecnologia (do inglês <i>National Institute of Standards and Technology</i>)
Pb	Chumbo
PC	Componente principal (do inglês <i>Principal Component</i>)
PCA	Análise de componentes principais (do inglês <i>Principal Components Analysis</i>)
PDA	Detector de arranjo de fotodiodos
Se	Selênio
r	Coefficiente de correlação
R ²	Coefficiente de determinação
RDA	Ingestão dietética recomendada (do inglês <i>Recommended Dietary Allowances</i>)
Rh	Ródio
SRM	Material de referência certificado (do inglês <i>Standard Reference Materials</i>)
UL	Limite superior tolerável de ingestão (do inglês <i>Tolerable Upper Intake Level</i>)
UV Vis	Ultravioleta/visível
Zn	Zinco

SUMÁRIO

INTRODUÇÃO	19
CAPÍTULO 1 - REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	21
1 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	23
1.1 As palmeiras	23
1.2 As palmeiras do gênero <i>Euterpe</i>	24
1.3 A palmeira <i>Euterpe edulis</i> e os frutos de juçara	24
1.4 A maturação dos frutos	29
1.5 Os minerais	30
1.6 Os minerais em frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	34
1.7 Recomendações de ingestão de minerais essenciais	38
1.8 A digestão gastrointestinal e os minerais	39
1.9 Bioacessibilidade e biodisponibilidade de minerais	41
1.10 Avaliação da bioacessibilidade	43
1.11 Determinação de minerais	44
1.12 Os compostos fenólicos	46
1.13 Os compostos fenólicos em frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	48
1.14 Determinação de compostos fenólicos	56
CAPÍTULO 2 - CONTEÚDO TOTAL E BIOACESSIBILIDADE DOS MINERAIS DOS FRUTOS DA PALMEIRA JUÇARA (<i>Euterpe edulis</i> Martius) DURANTE O CICLO DE MATURAÇÃO	59
RESUMO	61
1 INTRODUÇÃO	63
2 MATERIAL E MÉTODOS	64
2.1 Reagentes e soluções	64
2.2 Amostragem	64
2.3 Preparo da amostra	65
2.4 Quantificação dos minerais	65
2.5 Determinação da bioacessibilidade dos minerais	69
2.6 Análise estatística	71
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	71
3.1 Avaliação da exatidão do método	71
3.2 Minerais totais	73
3.3 Análise exploratória dos dados	83

3.4 Bioacessibilidade	90
3.5 Contribuição do consumo de frutos de juçara para as necessidades de minerais essenciais	106
4 CONCLUSÃO	107
CAPÍTULO 3 - DETERMINAÇÃO DO PERFIL DE COMPOSTOS FENÓLICOS DURANTE O CICLO DE MATURAÇÃO DOS FRUTOS DA PALMEIRA JUÇARA (<i>EUTERPE EDULIS</i> MARTIUS)	109
1 INTRODUÇÃO	113
2 MATERIAL E MÉTODOS	114
2.1 Reagentes e soluções	114
2.2 Amostragem	115
2.3 Preparo da amostra	115
2.4 Extração dos compostos fenólicos	115
2.5 Análise dos compostos fenólicos por HPLC-ESI-MS/MS	116
2.6 Análise estatística	117
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	117
4 CONCLUSÃO	131
CONSIDERAÇÕES FINAIS	133
REFERÊNCIAS	135
APÊNDICES	155
APÊNDICE A - Concentração de K, Na, Ca e Mg dos frutos de juçara em diferentes palmeiras, cachos e estádios de maturação	156
APÊNDICE B - Concentração de Fe, Zn, Mn, Se, Co e Cu dos frutos de juçara em diferentes palmeiras, cachos e estádios de maturação	159
APÊNDICE C – Concentração de Al, Pb, Cd e Ni dos frutos de juçara em diferentes palmeiras, cachos e estádios de maturação	164
ANEXOS	169
ANEXO A - Tabela simplificada das necessidades de ingestão diária para K, Ca, Mg, Fe, Zn, Mn, Se e Cu	171

INTRODUÇÃO

O Brasil possui um grande número de espécies frutíferas nativas ainda pouco exploradas, distribuídas em seus diversos biomas, como a Floresta Amazônica, o Cerrado e a Mata Atlântica. Essas espécies são de grande interesse para as agroindústrias e representam uma possível fonte de renda para a população local. Além disso, a presença de nutrientes com potenciais benefícios é de interesse dos consumidores (RUFINO et al., 2010; SCHRECKINGER et al., 2010).

A palmeira *Euterpe edulis*, também conhecida como palmeira juçara, é nativa da Mata Atlântica, encontrada principalmente desde o sul da Bahia até o Rio Grande do Sul (LORENZI et al., 2004; SANTOS; CORRÊA JÚNIOR; NEVES, 2008).

O palmito extraído da espécie *Euterpe edulis* representou uma fonte de renda para o Estado de Santa Catarina durante muitos anos, entretanto, o corte indiscriminado da espécie levou a palmeira à lista oficial das espécies brasileiras ameaçadas de extinção (BRASIL, 2008; MAC FADDEN, 2005; SILVA, 2005; MARTINS-CORDER; SALDANHA, 2006).

A Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura e o Guia Alimentar para a População Brasileira recomendam o consumo de alimentos regionais para integrar o incentivo socioeconômico e os interesses ambientais visando o desenvolvimento sustentável de comunidades agrícolas em áreas de alta diversidade biológica (BRASIL, 2014; FAO, 2013).

Neste contexto, em substituição à extração do palmito, tem sido estimulada a utilização da polpa dos frutos da palmeira juçara para compor produtos de forma similar ao açaí das palmeiras *Euterpe oleracea* e *Euterpe precatoria* produzido na região norte do país. O objetivo é diminuir a pressão sobre as populações remanescentes de *Euterpe edulis* e das florestas nativas, estimular o plantio da espécie e também contribuir para o potencial socioeconômico da segurança alimentar e geração de renda (OLIVEIRA; FARIAS NETO; PENA, 2007).

O estágio de maturação ideal para a colheita dos frutos de juçara é ainda baseado na experiência dos produtores, que avaliam exclusivamente a cor externa dos frutos para determinar o seu grau de maturação. Não há critérios que consideram a composição em nutrientes e compostos antioxidantes para indicar o estágio ideal para a colheita.

Neste sentido, a quantificação de nutrientes e compostos antioxidantes, assim como seu comportamento durante o ciclo de maturação dos frutos é de grande importância, tanto para agregar conhecimento do seu valor nutritivo, quanto para valorizar seus aspectos de consumo e de comercialização (BORGES, 2013).

Há poucas informações disponíveis na literatura sobre as variações na composição nutricional e compostos fenólicos individuais nos diferentes estádios de maturação dos frutos de juçara e dados sobre a bioacessibilidade de minerais ainda não foram avaliados.

Desta forma, considerando que o uso dos frutos de juçara já se apresenta como uma alternativa à extração do palmito, e que a relação entre dieta e saúde vem aumentando a preocupação da população em ingerir alimentos nutritivos e com propriedades antioxidantes, e também pela escassez de estudos sobre as mudanças dos componentes durante a maturação dos frutos de juçara, o presente trabalho objetivou avaliar o teor e a bioacessibilidade dos minerais e determinar o perfil e concentração de compostos fenólicos durante o ciclo de maturação.

Neste sentido, este trabalho está estruturado nos seguintes capítulos: Capítulo 1: que apresenta uma revisão bibliográfica sobre a palmeira *Euterpe edulis* e seus frutos, foco deste estudo, bem como outras palmeiras, além de apresentar informações sobre maturação, minerais, compostos fenólicos e metodologias empregadas na realização deste trabalho; Capítulo 2: que trata do conteúdo de minerais e sua bioacessibilidade ao longo do ciclo de maturação dos frutos da palmeira juçara coletados em Florianópolis, SC, a partir da utilização de metodologia de digestão gastrointestinal *in vitro* e espectrometria de massas com plasma indutivamente acoplado; e Capítulo 3: onde se verificou o perfil e concentração de compostos fenólicos ao longo do ciclo de maturação dos frutos da palmeira juçara coletados em Florianópolis, SC, empregando a cromatografia líquida de alta eficiência acoplada a espectrometria de massas.

CAPÍTULO 1

REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

1.1 As palmeiras

Palmeira é o nome comum das plantas da família Arecaceae (Palmae). São representadas por aproximadamente 2.600 espécies, reunidas em cerca de 240 gêneros (LEE; MICHAEL; BALICK, 2008). Juntamente com as árvores, arbustos, gramados e plantas rasteiras fazem parte de parques e jardins. No entanto, além de serem elementos importantes na composição do paisagismo, são de grande importância econômica pelos diferentes produtos obtidos, sendo que os destinados à alimentação humana são os principais (LORENZI et al., 2004).

Estão entre as plantas mais antigas do mundo, sendo bastante diversificadas em estrutura e habitat. Podem ser encontradas nas mais diferentes regiões, no entanto se desenvolvem melhor em florestas quentes e úmidas e nas regiões tropicais e subtropicais da Ásia, Indonésia, Ilhas do Pacífico e Américas (LEE; MICHAEL; BALICK, 2008; LORENZI et al., 1996).

Muitos frutos de palmeiras são apreciados como alimento, principalmente por serem suculentos, coloridos e com aroma e sabor característicos e agradáveis (ALVES; DEMATTÊ, 1987; AWAD, 1993; CHITARRA; CHITARRA, 2005). Os frutos típicos das palmeiras são do tipo drupa, ou seja, de consistência carnosa com uma única semente. São formados por três camadas mais ou menos definidas: A externa ou a casca pode ser lisa, espinescente ou escamosa. A do meio é o mesocarpo, que pode ser de natureza fibrosa, seca ou fibrosa-suculenta. A interna é o endocarpo, que protege a semente e pode ser membranoso, celulósico, espesso ou muito duro (ALVES; DEMATTÊ, 1987; LORENZI et al., 1996; LORENZI et al., 2004).

As diversas regiões do Brasil possuem palmeiras nativas que produzem frutos comestíveis. Os frutos mais comuns para o consumo humano são o buriti (*Mauritia flexuosa*), o butiá (*Butia eriospatha*, *Butia odorata*, *Butia capitata*), o tucumã (*Astrocaryum vulgare*, *Astrocaryum aculeatum*), a bacaba (*Oenocarpus bacaba*) e as três espécies do gênero *Euterpe*: *Euterpe oleracea*, *Euterpe precatória* e *Euterpe edulis* (CLEMENT; LLERAS; LEEWUEN, 2005; LORENZI et al., 2004).

1.2 As palmeiras do gênero *Euterpe*

O gênero *Euterpe* é constituído por aproximadamente 28 espécies, distribuídas das Antilhas a América do Sul, notadamente nas regiões com florestas tropicais. São plantas perenes e de grande porte (OLIVEIRA; FARIAS NETO; PENA, 2007). No Brasil, cinco espécies foram constatadas: *Euterpe edulis* Martius (palmito), *Euterpe catinga* Wallace (açazinho), *Euterpe oleracea* Martius (açazeiro), *Euterpe longibracteata* Barbosa Rodrigues (açaí da terra firme), *Euterpe precatoria* Martius (açazeiro) (HENDERSON, 2000).

Dentre estas, as mais comuns e mais importantes do ponto de vista agroindustrial, são *Euterpe edulis* e *Euterpe oleracea* (BOVI; CARDOSO, 1978; OLIVEIRA; CARVALHO; NASCIMENTO, 2008; VILLACHICA et al., 1996).

A palmeira *Euterpe oleracea*, conhecida como açazeiro, é multicaule, podendo ter até 25 estipes por touceira, sendo que cada estipe pode atingir de 3 a 20 metros de altura. Ocorre principalmente no estuário do rio Amazonas, nos estados do Pará, Amazonas, Maranhão e Amapá. Prefere terrenos que em função do fluxo e refluxo das marés, estão submetidos a inundações periódicas. Produz frutos esféricos de coloração violácea-púrpura quando maduros, os quais são utilizados para produção de açaí, bebida consumida em todo país (BOURSCHEID et al., 2011; LORENZI et al., 2004; ROGEZ, 2000).

A palmeira *Euterpe edulis*, conhecida como palmito juçara, é monocaule e encontra-se na Mata Atlântica, principalmente desde a Bahia até Rio Grande do Sul, entre o nível do mar até 1000 metros de altitude (HENDERSON, 2000; MAC FADEN, 2005). A palmeira juçara produz um palmito de excelente qualidade, no entanto, o beneficiamento de seus frutos, muito semelhantes aos frutos do açazeiro (*Euterpe oleracea*), vem sendo realizado para produção de bebida (BOURSCHEID et al., 2011).

1.3 A palmeira *Euterpe edulis* e os frutos de juçara

A palmeira *Euterpe edulis*, conhecida popularmente como juçara, jiçara, içara, palmito ouripeira é uma planta monocaule que atinge em média 15 metros de altura e 15 cm de diâmetro à altura do peito (Figura 1). É nativa da Mata Atlântica, sendo que a área de ocorrência natural abrange principalmente a Floresta Tropical Atlântica, desde a Bahia até o Rio Grande do Sul (BOURSCHEID et al., 2011), mas é também encontrada nas matas ciliares de Minas Gerais, Goiás,

Mato Grosso do Sul, São Paulo e Paraná (Figura 2) (ALVES; DEMATTÊ, 1987; LORENZI et al., 2004).

Figura 1 - Palmeira *Euterpe edulis*



Fonte: Lorenzi et al. (2004).

Figura 2 - Distribuição da espécie *Euterpe edulis* no Brasil



Fonte: Lorenzi et al. (2004).

A palmeira juçara ocorre em diferentes condições climáticas, com precipitação média anual entre 1.000 e 2.200 mm (CARVALHO, 1994), sendo 1500 mm a condição de pluviosidade anual mais adequada

para esta planta (OLIVEIRA; FARIAS NETO; PENA, 2007). Nos locais de ocorrência, a temperatura média anual varia entre 17 e 26 °C, tolerando regiões com até sete geadas anuais e temperatura média do mês mais quente de 20 a 27°C (CARVALHO, 1994).

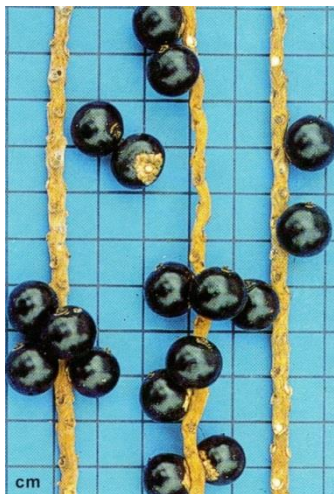
O principal produto da palmeira *Euterpe edulis* já foi o palmito, um produto de grande produção e consumo no Brasil. No entanto, em função da prática da exploração extrativista e da não regeneração da palmeira após a retirada do palmito, esta espécie está ameaçada de extinção. O extrativismo intenso na década de 1970 nas regiões sul e sudeste do Brasil contribuiu para o rareamento da espécie e à devastação das populações desta palmeira (LORENZI et al., 1996; SANTOS; CORRÊA JÚNIOR; NEVES, 2008).

O aumento das restrições legais do extrativismo do palmito da espécie *Euterpe edulis*, a semelhança entre os frutos da palmeira juçara com os frutos do açaizeiro, juntamente com o hábito de consumo de açaí que passou a se disseminar por todo o país, vêm favorecendo a utilização da polpa do fruto para compor produtos de forma similar aos produtos do açaizeiro (*Euterpe oleracea*) (BOURSCHEID et al., 2011; SANTOS; CORRÊA JÚNIOR; NEVES, 2008). Este estímulo à utilização dos frutos, ao invés do palmito, tem contribuído para o plantio de novas populações e para redução da pressão sobre as populações remanescentes da espécie e das florestas nativas. Desta forma, a produção de frutos tem colaborado também com o potencial socioeconômico da segurança alimentar e geração de renda (SCHIRMANN et al., 2013).

Outro aspecto positivo do manejo da juçara para produção da polpa dos frutos, ao invés da produção de palmito, é que a extração do palmito implica na morte da planta, que leva de 5 a 8 anos para chegar ao estágio de corte, enquanto que a coleta dos frutos pode ser realizada ano após ano na mesma planta (BOURSCHEID et al., 2011).

Os frutos de juçara são arredondados, pesam de 1 a 2 gramas e têm diâmetro de 1 a 2 centímetros (Figura 3). Possuem uma grande semente que corresponde por cerca de 90% do diâmetro e do peso do fruto (DE BRITO et al., 2007; LORENZI et al., 1996). O período de colheita é de abril a junho para palmeiras isoladas e de julho a novembro para palmeiras que estão sob a proteção da mata, podendo variar por influência de micro climas isolados (SANTOS; CORRÊA JÚNIOR; NEVES, 2008).

Figura 3 - Frutos da espécie *Euterpe edulis*



Fonte: Lorenzi et al. (2004)

Da mesma forma que os frutos das outras palmeiras do gênero *Euterpe*, os frutos de juçara não são comercializados para consumo *in natura*, pois possuem uma pequena proporção de polpa (ROGEZ, 2000).

A produção da bebida juçara é semelhante à produção do açaí e requer uma série de etapas. Segundo Schirmann et al. (2013) e Schultz (2008), na agroindústria, os frutos após serem selecionados, para retirada dos frutos impróprios para o processamento, são lavados três vezes em água potável corrente e, em seguida, embebidos em água morna (45 °C) durante 30 minutos, ou até soltarem a casca facilmente. Após o descarte da água de embebição, é realizado o despulpamento em despulpadora elétrica, na qual a bebida é obtida a partir do atrito dos frutos e da adição progressiva de água, o que provoca a emulsão, que desce por gravidade e passa pela peneira (Figura 4). Em seguida, a bebida é acidificada (pH 4,0), pasteurizada (85 °C/21s), envasada e congelada até a comercialização.

Figura 4 - Despolpadora elétrica e obtenção da bebida juçara



Fonte: Schirmann et al. (2013).

Schirmann et al. (2013) descrevem que no estado de Santa Catarina já existem iniciativas para produção de frutos da palmeira *Euterpe edulis* e seu processamento há mais de dez anos. Estima-se que mais de 200 famílias de agricultores familiares desenvolvem atividades com os frutos de juçara.

Em 2004, no município de Garuva, SC, agricultores familiares em parceria com o Laboratório de Biotecnologia Neolítica da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC), implantaram a primeira agroindústria para fabricação de bebida juçara no sul do Brasil, com uma produção que aumentou de 2500 a 48000 kg de 2004 a 2008 (BOURSCHEID et al., 2011).

Os dados disponíveis sobre a produção nacional de frutos de juçara mostram que no ano de 2012 foram produzidos 193000 kg de frutos. O Estado de Santa Catarina é o maior produtor brasileiro, visto que o volume produzido totalizou 162000 kg, concentrando 84 % da produção nacional (CONAB, 2013).

Em relação à sua composição, os frutos de juçara apresentam alto conteúdo de lipídios. Borges et al. (2011) em estudo realizado com

frutos coletados em cinco diferentes regiões do Estado de Santa Catarina encontraram teores de lipídios de 18,4 a 44,1 % (em matéria seca). O perfil de ácidos graxos mostrou uma predominância de ácidos graxos monoinsaturados que variaram de 45,5 a 56,8 %, principalmente de ácido oléico (44,6 a 55,6 %). Os ácidos graxos saturados representaram 24,3 a 28,9 % do conteúdo total de lipídios, sendo o ácido palmítico o componente principal (20,2 a 25 %). Os ácidos graxos essenciais linoléico e linolênico apresentaram 18,2 a 25,4 % e 0,5 a 0,7 %, respectivamente.

O conteúdo de proteína varia de 7,1 a 8,2 % em matéria seca (BORGES et al., 2011; RIBEIRO; MENDES; PEREIRA, 2011) e a quantidade de carboidratos encontrada por Ribeiro, Mendes e Pereira (2011) foi de 6,27g 100g⁻¹ de polpa fresca.

Segundo Villanueva et al. (2004), o tipo de cultivar, as condições do ambiente e também a maturação têm influência sobre a composição química de frutas. O local de crescimento da palmeira *Euterpe edulis* pode influenciar na composição química dos frutos (BORGES et al., 2011).

1.4 A maturação dos frutos

O ciclo de maturação dos frutos envolve uma sequência de mudanças bioquímicas, fisiológicas e estruturais, como alterações nos níveis hormonais, na atividade respiratória, na atividade enzimática e na organização celular (AWAD, 1993; CHITARRA; CHITARRA, 2005).

Essas mudanças ocorridas durante a maturação implicam em reações metabólicas de síntese e degradação de inúmeros compostos. As principais são: mudanças na cor, visto que ocorre destruição dos cloroplastos e quebra da clorofila e são formados pigmentos como os carotenóides e antocianinas; aparecimento de sabor característico, resultante da transformação do amido em açúcares solúveis, da diminuição da acidez e do desaparecimento do sabor adstringente; na textura, pois a solubilização da lamela média e da parede celular levam ao amaciamento do fruto; síntese de substâncias voláteis, responsáveis pelo aroma característico; mudanças químicas nos carboidratos, ácidos orgânicos, proteínas, fenólicos, pectinas, etc. (AWAD, 1993; CHITARRA; CHITARRA, 2005).

A maturação de frutos de palmeiras é geralmente lenta, durando alguns meses desde a floração até o amadurecimento completo (ALVES; DEMATTÊ, 1987). Os frutos das palmeiras *Euterpe edulis* e *Euterpe oleracea* possuem diversas tonalidades durante o

amadurecimento, mas são considerados no estágio de maturação ótimo para colheita quando apresentam coloração negra ou violácea (AGUIAR et al., 2002; LORENZI et al., 1996).

Borges (2013) estudou os frutos de juçara em diferentes estádios de maturação. A avaliação dos parâmetros de cor mostrou que ao longo da maturação ocorre uma redução da luminosidade dos frutos, e também redução da coloração vermelha, com aumento da coloração roxa. A redução da luminosidade pode ser explicada pela superfície esbranquiçada, a qual é uma cutícula cerosa de proteção dos frutos no final da maturação, semelhante ao que ocorre com o açaí (ROGEZ, 2000).

Segundo Rogez (2000), critérios como tamanho, gravidade específica, razão açúcares/acidez, entre outros, são utilizados para avaliar a maturação de um fruto. Nos frutos que são ricos em antocianinas, a coloração externa é utilizada para avaliar o grau de maturidade. No caso dos frutos do açaizeiro, é possível distinguir cinco estádios de maturação, os quais também podem ser observados em frutos de juçara:

- *Verdes*: quando no mínimo metade de um conjunto de frutos ainda é de coloração verde.

- *Vitrin*: quando os frutos não estão suficientemente maduros. Neste estágio, há maior proporção de frutos pretos em relação aos frutos verdes.

- *Preto* ou *parau*: quando um conjunto de frutos de cor preta apresenta superfície brilhante.

- *Tuíra*: quando os frutos estão uniformemente pretos e cobertos por uma fina película de ceras, o que confere uma aparência esbranquiçada aos frutos. Neste estágio, os frutos têm bom rendimento e ótima qualidade.

- *Bem maduros*: quando os frutos estão cobertos pela película de ceras, mas a mesma apresenta-se seca e murcha.

1.5 Os minerais

Os minerais constituem um grupo de elementos inorgânicos que são encontrados nos reinos animal e vegetal sob diversas formas, em concentrações variadas (TIRAPEGUI, 2006). Como possuem papel fundamental em diversas funções e não podem ser sintetizados pelo organismo humano, devem ser obtidos de fontes exógenas, sendo que a dieta constitui uma das principais fontes (KHOUZAM; POHL; LOBINSKI, 2011).

desempenham papel altamente tóxico para o homem. Além de não terem função essencial, os metais podem afetar o metabolismo de elementos essenciais. Não são encontrados de modo uniforme nos alimentos, pois são encontradas grandes variações nas concentrações em diferentes alimentos e em alimentos iguais de diferentes regiões (MAIHARA; FÁVARO, 2009; MIR-MÁRQUÉS et al., 2015).

No escopo deste trabalho serão considerados macro, microminerais essenciais e metais. Estes minerais selecionados e suas funções serão descritos mais detalhadamente a seguir.

1.5.1 Macrominerais

O potássio é o maior cátion intracelular e o sódio é o cátion mais abundante no líquido extracelular do corpo humano, sendo que ambos são necessários para a função celular normal, visto que são responsáveis pelo equilíbrio dos líquidos corporais. Também têm em comum as funções de equilíbrio ácido-básico, estímulo da ação muscular, transmissão de impulsos nervosos e frequência cardíaca (ROBINSON, 2011; TRAMONTE, 2009).

O cálcio é o mineral mais abundante no corpo humano, responsável por cerca de 1 a 2 % do peso corporal. Deste total, aproximadamente 99% estão nos dentes e ossos, e o restante no sangue, fluido extracelular, músculos e outros tecidos (GOULDING, 2011). Desta forma, as funções do cálcio estão relacionadas com a estrutura de ossos e dentes, neurotransmissão, regulação da contração muscular, coagulação do sangue e permeabilidade das membranas (TIRAPEGUI, 2006).

Outro macromineral de interesse em estudos clínicos de nutrição e fisiologia é o magnésio, por possuir funções celulares importantes, como transporte dos íons potássio e cálcio, além de modular sinais de transdução, metabolismo de energia e proliferação celular. O magnésio também é extremamente importante no metabolismo do fósforo, zinco, cobre, ferro, chumbo, sódio, cádmio, ácido clorídrico, acetilcolina, óxido nítrico, para muitas enzimas, na homeostasia intracelular e para a ativação da tiamina (MAFRA; COZZOLINO, 2009).

1.5.2 Microminerais

O ferro é um dos micronutrientes mais estudados e de melhor caracterização quanto ao seu metabolismo (HENRIQUES;

COZZOLINO, 2009). Faz parte de proteínas que contém heme, portanto, suas funções mais importantes estão ligadas às funções dessas proteínas no organismo, como transporte de oxigênio dos pulmões a todas as células, presença nos músculos e portadora de oxigênio, além de participar de processos relacionados com a produção de energia, como parte de sistemas enzimáticos (MILLER, 2010).

Assim como o ferro, o cobre é um elemento de transição, sendo encontrado nos alimentos em dois estados de oxidação, Cu^{1+} e Cu^{2+} (MILLER, 2010). É requerido pelo organismo humano para funções que envolvem a participação na ativação de muitas enzimas relacionadas à produção de proteínas e construção ou restauração de tecidos no organismo (TIRAPEGUI, 2006). Além disso, é essencial para o funcionamento adequado dos mecanismos de defesa imunológica, transporte de ferro, metabolismo de glicose e colesterol, contratilidade miocárdica e desenvolvimento cerebral (CUNHA; CUNHA, 2008).

O zinco é o micromineral que atua em funções estruturais na estabilização de certas proteínas ligadas ao DNA e funciona como determinante da forma e disposição espacial de enzimas e proteínas. Atua em funções enzimáticas, visto que cerca de 3000 enzimas requerem zinco para sua atividade e entre suas funções regulatórias destaca-se atividade neuronal e de memória, além de ser um fator de crescimento e essencial na defesa imunológica e cicatrização (CUNHA; CUNHA, 2008).

O manganês se destaca por ter um importante papel na mineralização óssea, no metabolismo energético e proteico, na proteção celular sobre os radicais livres e na formação de glicosaminas (WHO, 1999).

O selênio também é essencial na proteção celular sobre os radicais livres, pois atua na produção de enzimas fundamentais na neutralização de radicais livres e proteção contra a peroxidação lipídica de membranas celulares. Além disso, é um elemento importante na formação do esperma, funcionamento da próstata e da função imunológica (CUNHA; CUNHA, 2008; FRANCO, 2008).

O cobalto, em sua maioria, aparece no organismo nos estoques de vitamina B_{12} no fígado. Desta forma, a função biológica deste elemento é como componente da vitamina B_{12} . Esta vitamina é essencial para a maturação das células vermelhas, além de favorecer a hematopoiese e o crescimento (TIRAPEGUI, 2006).

1.5.3 Metais

O arsênio na forma inorgânica apresenta alta toxicidade (BARRA et al., 2000). Os usos principais do arsênio são nas atividades agrícolas, como pesticidas, herbicidas, dessecativos de algodão, preservativos de madeira, aditivos em rações animais, bem como em produtos farmacêuticos (MAIHARA; FÁVARO, 2009).

O monitoramento do alumínio nos alimentos é de grande importância, já que está associado com muitas doenças neurodegenerativas, redução da formação óssea e anemia hipocrômica microcítica (COULTATE, 2004; MAIHARA; FÁVARO, 2009). A exposição humana a este metal tem aumentado devido ao aumento das chuvas ácidas e emissões industriais (FAQUIM, 2005).

A contaminação ambiental por níquel e a exposição humana a este mineral também tem aumentado devido à produção e o uso deste metal. Uma dieta com alto conteúdo de níquel pode causar deficiências de outros nutrientes, como ferro, cobre, zinco e ácido ascórbico (QUINTAES, 2000).

Mesmo em pequenas concentrações, o cádmio presente no solo move-se rapidamente para as plantas e o cádmio da atmosfera contribui para o acúmulo deste elemento nos vegetais, o que torna estes alimentos as fontes mais significativas deste elemento na dieta (MILLER, 2010). A ingestão de alimentos altamente contaminados com cádmio pode afetar principalmente os rins, onde há dano tubular e glomerular, que pode se converter em insuficiência renal. Os pulmões e ossos também podem ser afetados por este metal (TIRAPEGUI, 2006).

O chumbo é encontrado difundido no meio ambiente, sendo o alimento a via primária de exposição para a população em geral. O chumbo não é facilmente extraído do solo pelas plantas e sua presença nos alimentos se dá devido à poluição ambiental, levando à contaminação da superfície da planta. (MAIHARA; FÁVARO, 2009). Por ser um composto neurotóxico, o chumbo pode causar prejuízos graves e irreversíveis à saúde, que incluem problemas de aprendizagem e comportamento, anemia, danos renais e até convulsões, coma e morte (MILLER, 2010).

1.6 Os minerais em frutos de juçara (*Euterpe edulis*)

Estudo de Silva et al. (2013) avaliou a composição mineral em frutos de juçara e observou que os minerais fósforo ($1400 \mu\text{g g}^{-1}$), enxofre ($1400 \mu\text{g g}^{-1}$), potássio ($1153 \mu\text{g g}^{-1}$), cálcio ($1100 \mu\text{g g}^{-1}$) e

magnésio ($1030 \mu\text{g g}^{-1}$) foram os elementos encontrados em maior quantidade, seguido do sódio ($420 \mu\text{g g}^{-1}$), cobalto ($172,5 \mu\text{g g}^{-1}$), alumínio ($78,3 \mu\text{g g}^{-1}$) e ferro ($69,1 \mu\text{g g}^{-1}$). Manganês, zinco, cobre, boro e molibdênio apresentaram os menores teores, $35,5 \mu\text{g g}^{-1}$, $28,7 \mu\text{g g}^{-1}$, $14,5 \mu\text{g g}^{-1}$, $9,2 \mu\text{g g}^{-1}$ e $0,64 \mu\text{g g}^{-1}$, respectivamente, em matéria úmida.

Silva, Barreto e Serôdio (2004) apresentaram os teores de minerais na polpa de frutos de juçara e nos frutos do açaizeiro. Os resultados demonstraram que os frutos de juçara possuem minerais em quantidades próximas ou, para alguns elementos, superiores aos frutos da palmeira *Euterpe oleracea*, principalmente potássio e ferro (Tabela 1).

Tabela 1 - Composição mineral ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$ em matéria seca) dos frutos do açaizeiro (*E. oleracea*) e dos frutos de juçara (*E. edulis*)

	P	K	Ca	Mg	Fe	Zn	Mn
<i>E. oleracea</i>	140	740	480	140	32,8	1,0	3,4
<i>E. edulis</i>	80	1210	430	150	55,9	1,2	4,3

Fonte: Silva, Barreto e Serôdio (2004).

De acordo com levantamento bibliográfico realizado (Tabela 2), há carência de estudos publicados que avaliam os minerais nos frutos da palmeira juçara.

Em contrapartida, há mais estudos com os frutos de *Euterpe oleracea* e os mesmos mostram que estes frutos possuem quantidades relevantes de minerais, principalmente potássio (466 a $900 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), cálcio (260 a $373 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), fósforo ($54,5$ a $92 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), magnésio (112 a $124 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), ferro ($4,4$ a $23 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) e sódio (9 a $66 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) (MENEZES; TORRES; SRUR, 2008; SCHAUSS et al., 2006; SANABRIA; SANGRONIS, 2007; SANABRIA; SANGRONIS, 2011).

Gordon et al. (2012) avaliaram o conteúdo de minerais em frutos de *Euterpe oleracea* em três diferentes estádios de maturação. Os resultados mostraram que o sódio e o zinco aumentaram e os elementos magnésio, fósforo, potássio, cálcio, manganês e ferro reduziram com o avanço da maturação.

Tabela 2 - Relação dos estudos sobre minerais em frutos das palmeiras *Euterpe edulis* e *Euterpe oleracea* conforme autoria e ano de publicação, periódico, espécie estudada, metodologia empregada e resultados

Autor/ano	Periódico	Espécie estudada	Metodologia empregada	Resultados
Schauss et al. (2006)	<i>Journal of Agricultural and Food Chemistry</i>	<i>Euterpe oleracea</i>	ICP - OES	Na: 30,4/ Ca: 260/ Fe: 4,4 (mg 100g ⁻¹ de massa seca)
Sanabria e Sangronis (2007)	<i>Archivos Latinoamericanos de Nutricion</i>	<i>Euterpe oleracea</i>	ICP	Primeira colheita (Fevereiro)/Segunda colheita (Julho) Cr: 0,003/0,004 Zn: 0,006/0,002 Fe: 0,023/0,015 Cu: 0,001/0,001 Mn: 0,009/0,013 Na: 0,066/0,009 K: 0,697/0,466 Mg: 0,079/0,112 Ca: 0,373/0,182 P: 0,2/0,092 (g 100g ⁻¹ de massa seca)
Menezes, Torres e Srur (2008)	<i>Acta Amazonica</i>	<i>Euterpe oleracea</i>	ICP - MS	Na: 28,5/ Mg: 124,4/ Al: 0,36/ Mn: 10,71/Co: 0,009/ Ni: 0,28/ Cu: 2,15/Zn: 2,82/ As: <0,004/ Rb: 5/ Mo: 0,013/ P: 54,5/ Ca: 330/ Se: <0,02/ Ag: <0,0002/ Cd:<0,0002/ Ba: 0,34/ Hg: <0,01/ Pb: 0,014/ Th: 0,002/ U: <0,0001/ K: 900/ Sr: 0,79/ Sb: <0,0002/ Fe: 4,5 (mg 100g ⁻¹ de massa seca)
Sanabria e Sangronis (2011)	<i>Archivos Latinoamericanos de Nutricion</i>	<i>Euterpe oleracea</i>	ICP	Cr: 0,004/Zn: 0,006/Fe: 0,023/Cu: 0,001/Mn: 0,009/Na: 0,066/K: 0,697/ Mg: 0,112/ Ca: 0,373/ P: 0,2 (g 100g ⁻¹ de massa seca)

continua

Autor/ano	Periódico	Espécie estudada	Metodologia empregada	Resultados
Gordon et al. (2012)	<i>Food Chemistry</i>	<i>Euterpe oleracea</i>	F AAS	Imaturo/intermediário/maduro Na: n.d/51,3/6,8 Mg: 397/287/172 P: 262/232/186 K: 4271/2314/930 Ca: 962/846/423 Mn: 30,9/17,7/13,3 Fe: 23,9/12,8/7,8 Zn: n.d/1,2/2,1 (mg 100g ⁻¹ de massa seca)
Silva et al. (2013)	<i>Brazilian Journal of Food and Nutrition</i>	<i>Euterpe edulis</i>	ICP – OES	P: 1400/ S: 1400/ K: 1153/ Ca: 1100/ Mg: 1030/ Na: 420/ Co: 172,5/ Al: 78,3/ Fe: 69,1/ Mn: 35,5/ Zn: 28,7/ Cu: 14,5/ B: 9,2/ Mo: 0,6 0,64 (µg g ⁻¹ de massa úmida)

Fonte: próprio autor.

1.7 Recomendações de ingestão de minerais essenciais

Em vista do reconhecimento de que ingestões inadequadas de nutrientes afetam de modo negativo a saúde, recomendações de ingestão têm sido desenvolvidas pelos governos e autoridades de saúde (COZZOLINO; COLLI, 2001).

A finalidade dos valores recomendados é estabelecer um padrão de ingestão adequada de cada nutriente essencial para indivíduos e grupos populacionais. Esses valores orientam os indivíduos quanto às quantidades médias a serem ingeridas diariamente de cada nutriente (YATES, 2007).

A série mais conhecida de recomendações de ingestão, a ingestão dietética recomendada (RDA) nos EUA, começou a ser publicada em 1941 e foi revisada dez vezes desde então. A última revisão destas recomendações foi realizada em conjunto com o Canadá e publicada como *Dietary Reference Intakes* (DRIs) e é usualmente utilizada pelos países em que não há valores de ingestão diária adequada, como é o caso do Brasil (BAGHURST, 2011; COZZOLINO; COLLI, 2001).

Ao contrário das publicações anteriores, as DRIs incorporaram vários valores de referência para cada nutriente, faixa etária e sexo, além de grupos de gestantes e nutrízes. Incluem tanto as recomendações de ingestão como os limites superiores que devem ser considerados como valores de referência (COZZOLINO; COLLI, 2001). Constituem um conjunto de quatro valores. São eles:

- a estimativa de requerimento médio (sigla do inglês – *Estimated Average Requirement* - EAR), que é um valor de ingestão diária de um nutriente que se estima que supra as necessidades de metade (50%) dos indivíduos saudáveis de um determinado grupo de mesmo gênero e estágio de vida. Consequentemente, metade da população teria, a esse nível, uma ingestão abaixo de suas necessidades. A EAR é usada na determinação da RDA;

- a ingestão dietética recomendada (sigla do inglês - *Recommended Dietary Allowances* - RDA), que devem atender às necessidades de um nutriente para 97 a 98 % dos indivíduos saudáveis do mesmo sexo e estágio de vida;

- a ingestão adequada (sigla do inglês – *Adequate Intake* – AI), que é utilizada quando não há dados suficientes para a determinação da RDA. Os valores são obtidos com base em aproximações observadas ou determinados experimentalmente ou ainda, estimados pela ingestão de um dado nutriente por um grupo de pessoas aparentemente saudáveis. O

valor de AI é usado quando os valores de EAR ou de RDA não podem ser determinados;

- e o limite superior tolerável de ingestão (sigla do inglês - *Tolerable Upper Intake Level* – UL), que é o valor mais alto de ingestão diária continuada de um nutriente que, aparentemente, não oferece nenhum efeito adverso à saúde em quase todos os indivíduos de um estágio de vida ou sexo (PADOVANI et al., 2006).

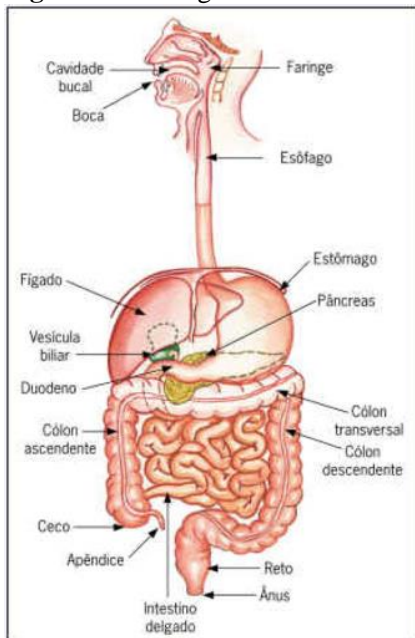
Desta forma, a EAR e a UL são as categorias de referência mais adequadas para a avaliação de dietas, enquanto a RDA ou a AI são utilizadas como metas de ingestão. Valores habituais de consumo abaixo do EAR denotam grande probabilidade de inadequação, e acima do UL, risco de desenvolvimento de efeitos adversos. No entanto, se o consumo habitual estiver acima dos valores da RDA há maior chance de que as necessidades nutricionais, tanto de indivíduos quanto de populações, sejam atendidas (COZZOLINO; COLLI, 2001; PADOVANI et al., 2006).

Os valores de ingestão para homens, mulheres e crianças preconizados pelo Instituto de Medicina da Academia Nacional de Ciências dos Estados Unidos da América (IOM) para os minerais potássio, cálcio, magnésio, ferro, zinco, manganês, selênio e cobre estão apresentados no ANEXO A.

1.8 A digestão gastrointestinal e os minerais

Os alimentos ingeridos devem percorrer o trato digestório para que ocorra a digestão e liberação dos nutrientes em uma forma disponível para sua absorção e para a circulação, de onde são distribuídos aos diferentes órgãos, tecidos e células (IUCIF JUNIOR; ANGELIS, 2008).

O trato digestório compreende um tubo tortuoso, de forma e diâmetro irregulares com 9 m de comprimento, composto por boca, faringe, esôfago, estômago, intestino delgado, o qual é dividido em duodeno jejuno e íleo, intestino grosso, que é composto por ceco, cólon e reto, e ânus. Estão associados ao trato digestório outros órgãos e glândulas que participam na digestão, como o fígado e o pâncreas (Figura 6) (BEYER, 2012).

Figura 6 - Trato gastrointestinal humano e órgãos anexos

Fonte: Beyer (2012).

O processo de digestão dos nutrientes se inicia na boca, onde ocorre o fracionamento das partículas alimentares através da mastigação e a atuação da amilase salivar, enzima que inicia o processo de digestão do amido. Em seguida, na região da faringe, a epiglote efetua o fechamento da laringe (canal respiratório), permitindo a passagem do bolo alimentar em direção ao esôfago, que através de contrações peristálticas empurra o alimento para o estômago (IUCIF JUNIOR; ANGELIS, 2008).

No estômago, pela presença do ácido clorídrico, o pH é reduzido a 2,0, visto que a pepsina necessita de um meio ácido para quebrar os polipeptídios (BEYER, 2012; IUCIF JUNIOR; ANGELIS, 2008). Nessa fase, ocorrem mudanças drásticas nas espécies minerais. Devido à mudança do pH e à desnaturação e hidrólise de proteínas ocorre alterações na estabilidade dos complexos, sendo que os minerais podem ser liberados para a solução, formando novos complexos com outros ligantes. Além disso, metais de transição podem sofrer mudanças de valência (MILLER, 2010). No estômago, o bolo alimentar permanece durante um período de 2 a 4 horas, sendo transformado em uma massa

ácida de textura pastosa e coloração esbranquiçada, conhecida por quimo (BEYER, 2012; IUCIF JUNIOR; ANGELIS, 2008).

Na etapa seguinte de digestão o quimo formado no estômago é encaminhado para o intestino delgado, principal sítio de digestão de nutrientes. Secreções que contém bicarbonato de sódio e enzimas digestivas elevam o pH para dar continuidade ao processo digestivo de proteínas, lipídios e amido (BEYER, 2012; IUCIF JUNIOR; ANGELIS, 2008). Nessa fase, novos ligantes vão sendo formados e a afinidade dos existentes é alterada. Além disso, ocorre mais uma reorganização dos minerais, resultando em uma mistura complexa de espécies solúveis e insolúveis. As espécies solúveis e os íons minerais não ligados podem difundir-se para a superfície da borda em escova das células epiteliais do intestino, onde são absorvidos (MILLER, 2010).

O processo digestivo continua e os restos alimentares não digeridos chegam ao intestino grosso, local onde continua ocorrendo a absorção de água e onde as bactérias colônicas podem continuar a digestão dos restos de alimentos que resistiram às fases anteriores e produzir alguns nutrientes, principalmente vitaminas, entretanto esta contribuição para o estado nutricional é mínima. Nessa etapa também são formadas as fezes que saem do corpo através do ânus (BEYER, 2012; IUCIF JUNIOR; ANGELIS, 2008).

1.9 Bioacessibilidade e biodisponibilidade de minerais

O ato ou efeito de nutrir-se compreende um conjunto de processos que envolvem desde a ingestão do alimento até a sua assimilação pelas células. Os efeitos benéficos deste ato que é imprescindível à vida, dependem do suprimento qualitativo e quantitativo de nutrientes contidos nos alimentos (GONÇALVES, 2012). Entretanto, tendo em vista a complexidade de fatores envolvidos com os alimentos e com as diversas etapas da nutrição, sabe-se que a quantidade de um nutriente presente na dieta é diferente da quantidade do mesmo que é utilizada pelo organismo (COZZOLINO, 2009).

Neste contexto, por volta de 1980, o termo biodisponibilidade passa a ser empregado na área de nutrição para indicar a proporção de um nutriente da dieta que é absorvido e utilizado pelo organismo através da absorção em relação ao teor total consumido (COZZOLINO, 2009; KULKARNI et al., 2007).

A biodisponibilidade é resultante da ação de fatores que modificam, tanto favorecendo quando interferindo a absorção de um determinado nutriente (BENITO; MILLER, 1998; SAHUQUILLO;

BARBERÁ; FARRÉ, 2003). Existem fatores intrínsecos e extrínsecos que influenciam no aproveitamento dos nutrientes presentes nos alimentos. Os principais fatores intrínsecos são a espécie, a matriz onde o nutriente está incorporado e a ligação molecular envolvida. Dentre os extrínsecos destacam-se a quantidade do nutriente na dieta associado às interações que ele pode sofrer, os atenuadores de bioconversão, o estado nutricional e os fatores genéticos relacionados ao indivíduo (GONÇALVES, 2012). A proporção de absorção varia de acordo com o nutriente, podendo variar de 3 a 90 % (TIRAPEGUI, 2006).

Os minerais possuem biodisponibilidade que varia de menos de 1 % a valores acima de 90 %. A ampla extensão dessa faixa está relacionada com fatores variados e complexos, sendo que o mais importante é a solubilidade no intestino delgado, visto que compostos insolúveis não podem difundir-se para as membranas dos enterócitos e, conseqüentemente, não podem ser absorvidos (MILLER, 2010; SAHUQUILLO; BARBERÁ; FARRÉ, 2003).

Um dos principais fatores limitantes para a biodisponibilidade de um composto ou nutriente é a sua bioacessibilidade (STAHL et al., 2002). A bioacessibilidade é definida como a fração de determinado nutriente que é libertada da sua matriz alimentar durante o processo digestivo, tornando-se disponível para absorção pelo organismo (FERNÁNDEZ-GARCIA et al., 2009; STAHL et al., 2002).

Apesar de muitas vezes os termos biodisponibilidade e bioacessibilidade serem usados indistintamente, é importante compreender a diferença entre eles. Nem todo o conteúdo de um determinado nutriente é liberado no trato gastrointestinal durante a digestão, apenas uma fração é bioacessível. Deste total bioacessível, apenas uma fração será de fato absorvida pelo organismo para utilização, essa porção é o conteúdo biodisponível do nutriente, ou seja, sua biodisponibilidade (BLENFORD, 1995; FERNÁNDEZ-GARCIA et al., 2009).

O estudo sobre a bioacessibilidade fornece informações importantes que podem contribuir para avaliar a real ingestão de nutrientes e assegurar a eficácia nutricional dos produtos alimentares (KHOUZAM; POHL; LOBINSKI, 2011).

A fração de elementos minerais que pode ser bioacessível para absorção é dependente da especiação dos elementos, do comportamento de espécies de complexos organometálicos no trato gastrointestinal e das interações com a matriz alimentar (KHOUZAM; POHL; LOBINSKI, 2011).

Os vegetais são considerados boas fontes de minerais na dieta, no entanto contêm ácido oxálico, fitatos, fibras e polifenóis, que atuam como agentes quelantes e na formação de sais insolúveis, reduzindo assim a bioacessibilidade e a biodisponibilidade de minerais (HURRELL, 2003; SANDBERG, 2002).

Em contrapartida, os ácidos orgânicos, principalmente o ascórbico, o cítrico e o láctico formam quelatos solúveis com o mineral, aumentando a bioacessibilidade e biodisponibilidade, pois estes quelatos protegem os minerais de precipitação e/ou ligação com outros compostos que podem inibir a absorção (HEMALATHA; PLATEL; SRINIVASAN, 2007; MILLER, 2010).

1.10 Avaliação da bioacessibilidade

Com o conhecimento de que o teor total dos nutrientes em um alimento não é suficiente para avaliar a biodisponibilidade dos mesmos, e com o desenvolvimento de técnicas analíticas mais sensíveis e precisas, os estudos nesta área obtiveram grandes avanços a partir da década de 70 (COZZOLINO, 2009; GONÇALVES, 2012).

A bioacessibilidade e a biodisponibilidade podem ser verificadas a partir de duas diferentes abordagens analíticas: estudos *in vivo* ou *in vitro*. Os testes *in vivo* são baseados em balanços de massa, que determinam a quantidade de nutriente absorvida, pela diferença entre as quantidades ingeridas e as quantidades excretadas, ou com base na concentração encontrada nos tecidos, que consiste no monitoramento do aumento da concentração do nutriente no plasma. No entanto, estas abordagens, aplicadas em modelos animais experimentais ou em humanos são complexas e caras (BENITO; MILLER, 1998; FERNANDEZ-GARCIA et al., 2009).

Em contrapartida, os estudos *in vitro* são considerados mais simples, rápidos e de custos moderados, apresentando-se como uma alternativa a estudos em humanos ou animais. A técnica consiste em submeter amostras alimentares a condições que simulam a sequência de processos que ocorrem durante a digestão no trato gastrointestinal humano (COLES; MOUGHAN; DARRAGH, 2005; HUR et al., 2011).

Durante os processos de digestão *in vitro* os nutrientes podem ser parcialmente ou totalmente libertados da matriz alimentar, sendo a fração mobilizada definida como fração bioacessível. Esta fração é considerada, como a quantidade máxima de nutrientes que fica disponível para ser transportada através do epitélio intestinal (BENITO;

MILLER, 1998; FERNANDEZ-GARCIA et al., 2009; RUBY et al., 1999).

Para que os resultados sejam semelhantes aqueles obtidos na digestão *in vivo* as condições, tais como a composição química dos fluidos digestivos, o pH e tempo de residência típico de cada compartimento, devem ser iguais ou semelhantes às do sistema digestivo (HORNERO-MÉNDEZ; MÍNGUEZ-MOSQUERA, 2007). As moléculas biológicas frequentemente utilizadas são enzimas digestivas (pancreatina, pepsina, tripsina, quimotripsina, peptidase, α -amilase e lipase) e sais biliares. A temperatura de 37°C e o tempo de 2 horas são predominantemente empregados (HUR et al., 2011).

1.11 Determinação de minerais

Técnicas analíticas como a espectrometria de absorção atômica (AAS) (AGUILAR et al., 2012; ISMAIL et al., 2011; YILMAZ; YAVUZ, 1999), a espectrometria de emissão óptica com plasma indutivamente acoplado (ICP-OES) (LANTE et al., 2006; PEDRO et al., 2001; SHENG; LIU; SHEN, 2009) e a espectrometria de massas com plasma indutivamente acoplado (ICP-MS) (NARDI et al., 2009; REYKDAL et al., 2011; TAO et al., 2009; TOALDO et al., 2013; ZHANG; RUI, 2012) têm sido as mais utilizadas para identificar e quantificar minerais em amostras de alimentos.

A técnica de ICP-MS é considerada uma importante ferramenta para determinação elementar e seu uso é cada vez mais comum. Sua utilização apresenta algumas vantagens como a capacidade de medição multielementar simultânea, a velocidade de análise, os baixos limites de detecção, a precisão e a capacidade de fornecer informações sobre isótopos (AMMANN, 2007; GERVASIO et al., 2003; JAJDA et al., 2013; NARDI et al., 2009).

Em geral, os limites de detecção do ICP-MS são melhores que os do ICP-OES. Também oferece as maiores vantagens de velocidade e capacidade multielementar quando comparado com as técnicas ICP-OES e com a AAS (AMMANN, 2007; SKOOG et al., 2006).

No ICP-MS a distinção entre isótopos e elementos faz-se por meio um sistema de introdução de amostras, com a função de converter a amostra em um aerossol que é, então, carregado ao plasma, onde ocorrem processos como dessolvatação, volatilização, dissociação e ionização (GERVASIO et al., 2003; MONTASER; GOLIGHTLY, 1992; SKOOG et al., 2006).

A forma convencional de introdução da amostra no canal central do ICP é líquida e o sistema de introdução pode ser realizado por diversos métodos como nebulização pneumática, nebulização ultrassônica, vaporização eletrotérmica, ablação a laser e geração de vapor a partir de hidretos e compostos orgânicos de baixa massa molar. No entanto, os mais utilizados são do tipo pneumático e sua principal função é produzir um aerosol, o qual pode ser introduzido no plasma através do tubo interno da tocha (JAKUBOWSKI; FELDMANN; STUEWER, 1992; MONTASER; GOLIGHTLY, 1992).

O acoplamento da fonte de plasma com o espectrômetro de massas exige uma interface que permita a amostragem e seleção dos íons de interesse produzidos no plasma, mantida sob baixa pressão por ação de uma bomba de vácuo mecânica. A interface contém dois cones, amostrador e *skimmer*. O feixe iônico é acelerado em direção ao analisador de massas devido à diferença de pressão e focalizado pelos cones amostrador e *skimmer*. Uma série de lentes iônicas, submetidas a diferenças adequadas de potencial, conduz os íons na direção do quadrupolo, o analisador de massas. Os íons são selecionados sequencialmente pelo quadrupolo com base na razão massa/carga e, em seguida, enviados ao multiplicador de elétrons para detecção (GERVASIO et al., 2003; SKOOG et al., 2006).

Cerca de 90 % dos elementos da tabela periódica podem ser determinados por ICP-MS, com limites de detecção na ordem de 0,001 a 0,1 $\mu\text{g L}^{-1}$, entretanto, podem ocorrer interferências na determinação dos elementos, como por exemplo, íons que apresentam a mesma massa do analito de interesse, resultando em maiores contagens e um maior sinal para a razão m/z do mesmo (SAINT'PIERRE et al., 2006).

Para contornar este tipo de problema, outra técnica analítica como a espectrometria de absorção atômica (AAS) pode ser utilizada para a determinação elementar. Nesta técnica, a amostra é aspirada e lançada na chama que atinge temperaturas que variam entre 2100-2300 °C. Durante a combustão, os átomos da amostra são reduzidos ao estado atômico. Um feixe de radiação é emitido por uma lâmpada de cátodo oco e a radiação após atravessar a chama passa por um monocromador e atinge o detector. Os átomos livres no estado fundamental absorvem radiação a comprimentos de onda característicos de cada elemento. A redução de energia da radiação é uma medida da quantidade desse elemento na amostra (SKOOG et al., 2006).

1.12 Os compostos fenólicos

Os vegetais produzem grande variedade de compostos que não possuem função direta no seu crescimento e desenvolvimento. Estes compostos são denominados metabólitos secundários e estão envolvidos na capacidade de competição e sobrevivência das plantas (TAIZ; ZEIGER, 2009).

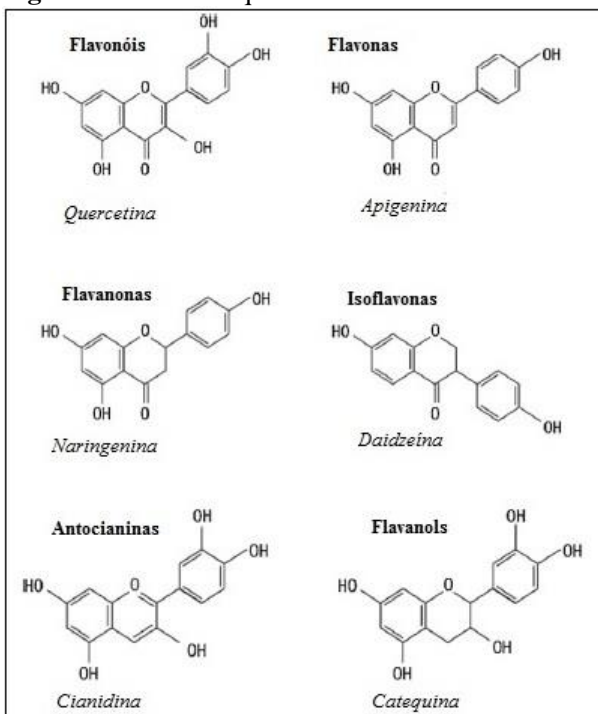
Entre os grupos principais de metabólitos secundários estão os compostos fenólicos. Estes, por sua vez, apresentam uma grande variedade de funções nos vegetais: agem como compostos de defesa contra herbívoros e patógenos; são atrativos para animais polinizadores e dispersores de sementes; protegem a planta contra a radiação ultravioleta; atuam no suporte mecânico ou reduzindo o crescimento de plantas competidoras adjacentes (CASTRO; KLUGE; PERES, 2005; SHADHIDI; NACZK, 1995; TAIZ; ZEIGER, 2009). Nos alimentos são os principais compostos responsáveis pelas características sensoriais tais como adstringência, amargor e aroma, além da estabilidade oxidativa dos produtos derivados de vegetais (SHADHIDI; NACZK, 1995).

Os compostos fenólicos têm sido associados com a capacidade antioxidante em alimentos ricos nestes compostos, e relacionados com a ingestão de frutas e vegetais e a redução do risco de certas doenças, tornando cada vez maior o interesse por estas substâncias (ARTS; HOLLMAN, 2005; HAMINIUK et al., 2012).

São um grupo quimicamente heterogêneo com cerca de 10.000 compostos. Sua estrutura contém um anel aromático ligado a um ou mais grupos hidroxila e pode variar desde uma molécula fenólica simples até um polímero complexo de alta massa molecular (BALASUNDRAM et al., 2006; CHITARRA; CHITARRA, 2005; TAIZ; ZEIGER, 2009).

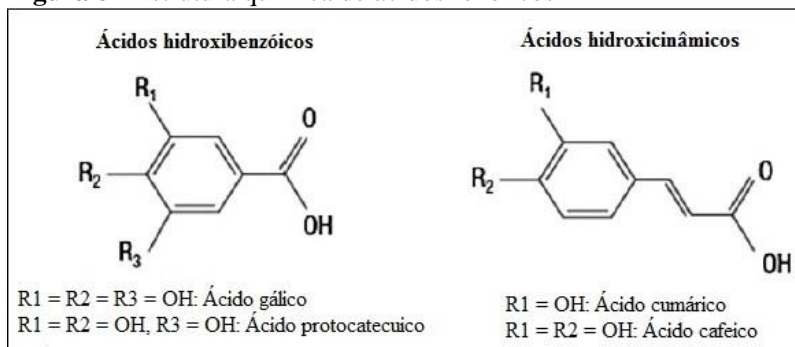
O número de anéis na estrutura é a principal forma de classificar os compostos fenólicos, que são divididos em: flavonoides, ácidos fenólicos, estilbenos, lignanas e taninos (BALASUNDRAM et al., 2006; HAMINIUK et al., 2012). As frutas são ricas em compostos fenólicos, particularmente em flavonoides e ácidos fenólicos (HAMINIUK et al., 2012).

Os flavonoides podem ser classificados em antocianinas, flavonas, isoflavonas, flavanonas, flavonóis e flavanols (TSAO; YANG, 2003). As estruturas químicas dos principais flavonóides estão apresentadas na Figura 7.

Figura 7 - Estrutura química de flavonoides

Fonte: Adaptado de Ignat, Volf e Popa (2011).

Os ácidos fenólicos apresentam dois subgrupos, os ácidos hidroxibenzóicos e hidroxicinâmicos. Os ácidos hidroxibenzóicos incluem o gálico, o *p*-hidroxibenzóico, o protocatecuico, o vanílico e o sirínico. Os ácidos hidroxicinâmicos, por outro lado, são compostos aromáticos com uma cadeia lateral de três carbonos, sendo que os representantes mais comuns são os ácidos cafeico, ferúlico, *p*-cumárico e ácido sinápico (BRAVO, 1998). As estruturas químicas de ácidos fenólicos estão apresentadas na Figura 8.

Figura 8 - Estrutura química de ácidos fenólicos

Fonte: Adaptado de Ignat, Volf e Popa (2011).

1.13 Os compostos fenólicos em frutos de *Euterpe*

Estudos têm demonstrado que os frutos de juçara (*Euterpe edulis*) e também do açaizeiro (*Euterpe oleracea*) apresentam quantidades importantes de compostos fenólicos (BICUDO; RIBANI; BETA, 2014; BORGES, 2013; BORGES et al., 2011; BORGES et al., 2013; DE BRITO et al., 2007; DEL POZO-INSFRAN; BRENES; TALCOTT, 2004; DEL POZO-INSFRAN; PERCIVAL; TALCOTT, 2006; DE ROSSO et al., 2008; GORDON et al., 2012; IADEROZA et al., 1992; PACHECO-PALENCIA et al., 2009; SCHAUSS et al., 2006; RIBEIRO et al., 2010; ROGEZ et al., 2011; SANABRIA; SANGRONIS, 2007). No entanto, muitos estudos identificaram e quantificaram compostos fenólicos em frutos de *Euterpe oleracea* e ainda há poucos estudos que determinaram estes compostos em frutos de juçara (*Euterpe edulis*) (Tabela 3).

Tabela 3 - Relação dos estudos sobre compostos fenólicos em frutos de juçara e açai conforme autoria e ano de publicação, periódico, fruto e compostos estudados, metodologia empregada e resultados encontrados

Autor/ano	Periódico	Fruto estudado	Compostos estudados	Metodologia empregada	Resultados encontrados
Iaderoza et al. (1992)	<i>Tropical Science</i>	Frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>) e Açai (<i>Euterpe oleracea</i>)	Antocianinas	Cromatografia em papel	<i>Euterpe edulis</i> : 1347/ <i>Euterpe oleracea</i> : 336 (mg 100 g ⁻¹ de polpa fresca) Cianidina-3-glucosídeo e cianidina-3-rutinosídeo
Bobbio et al. (2000)	<i>Ciência e Tecnologia de Alimentos</i>	Açai (<i>Euterpe oleracea</i>)	Antocianinas	Métodos químicos, espectroscopia e CLAE	Cianidina-3- arabinosídeo, Cianidina-3-arabinosil-arabinosídeo Antocianinas totais: Casca – 50 / Polpa - 263 (mg 100g ⁻¹ de matéria fresca)
Del Pozo-Insfran, Brenes e Talcott (2004)	<i>Journal of Agricultural and Food Chemistry</i>	Açai (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides e ácidos fenólicos	CLAE	Cianidina 3-glucosídeo: 1.040/ Pelargonidina 3-glucosídeo: 74,4/ Ácido ferúlico: 212/ Epicatequina: 129/ Ácido p-hidroxibenzoico: 80,5/ Ácido gálico: 64,5/ Ácido protocatecuico: 64,4/ Catequina: 60,8/ Ácido elágico: 55,4/ Ácido vanílico: 33,2/ Ácido p-cumarico: 17,1/ Derivativo 1 de ácido gálico: 47,3/ Derivativo 2 de ácido gálico: 18,4/ Derivativo 3 de ácido gálico: 17,3/ Derivativo 4 de ácido gálico: 13,3/ Derivativo 5 de ácido gálico: 3,9/ Derivativo de ácido eláldico: 19,5 (mg L ⁻¹ de polpa fresca)
Gallori et al. (2004)	<i>Chromatographia</i>	Açai (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides	CLAE-DAD e CLAE-MS	Homoorientina , orientina, isovitexina, cianidina 3-glucosídeo, cianidina 3-rutinosídeo, taxifolina deoxihexose, derivativo de homoorientina, derivativo de 6-cianidina

continua

continuação

Autor/ano	Periódico	Fruto estudado	Compostos estudados	Metodologia empregada	Resultados encontrados
Lichtenthäler et al. (2005)	<i>International Journal of Food Sciences and Nutrition</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides e ácidos fenólicos	CLAE-MS e CLAE-Vis	Peonidina rutinosídeo, ácido protocatecuico, catequina, quercetina rutinosídeo. Cianidina 3- glucosídeo: 1 – 54/ Cianidina 3-rutinosídeo: 1 – 456/ Antocianinas totais: 13 – 463 (mg L ⁻¹ de massa seca)
Del Pozo-Insfran, Percival e Talcott (2006)	<i>Journal of Agricultural and Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides e ácidos fenólicos	CLAE	Cianidina 3-glucosídeo: 1,0/ Pelargonidina 3-glucosídeo: 60/ Ácido ferúlico: 120/ Epicatequina: 250/ Catequina: 60/ Ácido p-hidroxi benzoico: 104/ Ácido gálico: 60/ Ácido protocatecuico: 60/ Ácido elágico: 60/ Ácido vanílico: 32,7/ Ácido p-cumárico: 17,8/ Antocianinas totais: 1173/ Ácidos fenólicos e flavonóides totais: 960 (mg L ⁻¹ de polpa)
Schauss et al. (2006)	<i>Journal of Agricultural and Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides	CLAE-DAD	Cianidina 3-rutinosídeo: 193 Cianidina 3-glucosídeo: 117 Cianidina 3-sambubiosídeo: 4,0 Peonidina 3-rutinosídeo: 4,0 Peonidina 3-glucosídeo: 2,0 (mg 100g ⁻¹ de massa seca) Orientina, Homooorientina, Isovitexina, Escoparina
De Brito et al. (2007)	<i>Journal of Agricultural and Food Chemistry</i>	Frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	Antocianinas	CLAE-ESI-MS/MS	Cianidina 3-sambubiosídeo: 13 Cianidina 3-glucosídeo: 1358 Cianidina 3-rutinosídeo: 1565 Pelargonidin 3-glucosídeo: 8,0 Pelargonidina 3-rutinosídeo: 5,0 Cianidina 3-ramnosídeo: 7,0 Antocianinas totais: 2956 (mg 100g ⁻¹ de massa seca)

continua

Autor/ano	Periódico	Fruto estudado	Compostos estudados	Metodologia empregada	Resultados encontrados
De Rosso et al. (2008)	<i>Journal of Food Composition and Analysis</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Antocianinas	CLAE-PDA-MS/MS	Cianidina 3,5-hexose pentose, Cianidina 3-glucosídeo, Cianidina 3-rutinosídeo, Pelargonidina 3-glucosídeo, Peonidina 3-glucosídeo, Peonidina 3-rutinosídeo, Cianidina 3- acetil hexose
Pacheco-Palencia, Hawken e Talcott (2007)	<i>Food Research International</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides e ácidos fenólicos	CLAE	<p>Ácido protocatecuico: 1,06/ Ácido p-hidroxi benzoico: 1,51/ Catequina: 9,7/ Ácido vanílico: 2,97/ Epicatequina: 3,14/ Procianidina-1: 6,42/ Ácido p-cumárico: 1,62/ Procianidina-2: 55,7/ Ácido ferúlico: 2,13/ Procianidina polímero-1: 9,98/ Procianidina polímero-2: 6,63/ Cianidina-3-rutinosídeo: 202,3/ Cianidina-3-glucosídeo 75,1 (mg L⁻¹ de polpa fresca)</p> <p><i>Euterpe oleracea</i>: Cianidina-3-glucosídeo: 947/Cianidina-3-rutinosídeo: 1256/Peonidina-3-rutinosídeo: 44/Ácido protocatecuico: 1,77/Ácido p-hidroxi benzoico: 1,8/Catequina: 5,11/ Ácido vanílico: 5,05/Luteolina di-glucosídeo: 7,33/ Ácido siríntrico: 4,02/ Apigenina di-glucosídeo: 8,13/ Epicatequina: 1,07/Derivativo taxifolina: 7,89/ Isoorientina: 34,8 / Orientina: 53,1/ Derivativo isovitexina: 3,71/Ácido ferúlico: 0,98/ Taxifolina deoxihexose: 7,91/ Isovitexina: 10,6/ Escoparina: 5,83</p> <p><i>Euterpe precatória</i>: Cianidina-3-sambubiosídeo: 4,6/ Cianidina-3-rutinosídeo: 3135/ Pelargonidina-3-glucosídeo: 319/ Ácido protocatecuico: 2,38 /Ácido p-hidroxi benzoico: 2,42/ Catequina: 5,46/ Ácido vanílico: 13,14/ Apigenina glucosídeo: 7,82/ Ácido siríntrico: 10,1/ Epicatequina: 2,35/ Derivativo taxifolina: 9,2/ Isoorientina: 23,6/ Orientina: 47,7/ Ácido ferúlico: 1,22/ Orientina: 47,7/ Ácido ferúlico: 1,22/ Taxifolina deoxihexose: 7,5/ Isovitexina: 4,21/ Apigenina glucosídeo: 6,31 (mg kg⁻¹ de frutos)</p>
Pacheco-Palencia, Duncan e Talcott (2009)	<i>Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i> e <i>Euterpe precatória</i>)	Flavonoides e ácidos fenólicos	CLAE-ESI-MS	

continuação

Autor/ano	Periódico	Fruto estudado	Compostos estudados	Metodologia empregada	Resultados encontrados
Hogan et al. (2010)	<i>Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Compostos fenólicos	Espectrofotometria e CLAE-MS/MS	Fenólicos totais: 312/ Flavonóides totais: 124/ Antocianinas totais: 100 (mg EAG g ⁻¹ de massa seca) Cianidina-3-glucosídeo, Cianidina-3-rutinosídeo, Peonidina-3-(6"-malonilglucosídeo), Delfinidina- 3-(6"-acetil) glucosídeo, Peonidina-3-rutinosídeo
Kang et al. (2010)	<i>Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Flavonoides	CLAE-ESI-MS	Orientina, homoorientina, vitexina, luteolina, chrysoeriol, quercetina, campferol
Pacheco-Palencia, Mertens-Talcott e Talcott (2010)	<i>Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Antocianinas	CLAE-ESI-MS	Cianidina 3-glucosídeo, Cianidina 3-rutinosídeo, Pelagornidina 3-glucosídeo, Peonidina 3-glucosídeo
Ribeiro et al. (2010)	<i>Mutation Research</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Compostos fenólicos	CLAE-PDA-MS/MS	Flavonóides totais: 55,9 / Antocianinas totais: 252,9 / Compostos fenólicos totais: 424,9 / Taxifolina 3-ramnosídeo: 30,3/ Luteolina 8-glucosídeo: 7,3/ Apigenina 6-glucosídeo: 5,2/ Catequina: 2,1 / Cianidina 3-glucosídeo: 11,1/ Cianidina 3-rutinosídeo: 241,8/ Ácido gálico: 20,7 / Ácido benzoico: 9,1 / (mg 100g ⁻¹ de polpa fresca)
Rogez et al. (2011)	<i>Journal of Food Composition and Analysis</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Antocianinas em diferentes estádios de maturação	CLAE	Imaturos: 90,7/ Intermediários: 892,7 Maduros: 1.365,2 (mg kg ⁻¹ de polpa fresca)

continua

Autor/ano	Periódico	Fruto estudado	Compostos estudados	Metodologia empregada	Resultados encontrados
Rufino et al. (2010)	<i>Food Chemistry</i>	Frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>) e Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Antocianinas e flavonóides	Espectrofotometria	Frutos de juçara: Antocianinas: 192; Flavonóides: 375 Açaí: Antocianinas: 111; Flavonóides: 91,3 (mg 100g ⁻¹ de polpa fresca)
Borges et al. (2011)	<i>Food Research International</i>	Frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	Antocianinas totais, ácidos fenólicos e flavonóides em frutos cultivados em cinco diferentes regiões	Espectrofotometria CLAE-DAD	Antocianinas monoméricas totais: 14,84 - 409,85 (mg de cianidina 3-glucosídeo 100 g ⁻¹ de polpa fresca) Ácido ferúlico: 1,48 – 8,16/ Ácido gálico: 7,97 – 52,25/ Ácido rocatecuico: 6,29 – 33,32/ Ácido p-cumarico: 0,38 – 1,26/ Catequina: 0,74 – 16,24/ Epicatequina: 6,83 – 30,56/ Quercetina: 17,59 – 36,34 (mg 100 g ⁻¹ de polpa fresca)
Gordon et al. (2012)	<i>Food Chemistry</i>	Açaí (<i>Euterpe oleracea</i>)	Compostos fenólicos em diferentes estádios de maturação	CLAE-ESI-MS/MS	Imaturo/intermediário/maduro Ácido gálico 0,01/0,04/0,02; Ácido protocatecuico 0,75/0,63/0,65; Ácido p-hidroxibenzoico 6,48/2,56/1,9; Ácido vanílico 25,9/12,3/6,97; Ácido clorogênico 1,64/0,06/0,02; Ácido cafeico 0,56/0,06/0,02; Ácido siríngico 4,95/0,46/1,10; Orientina 109/19/11,2; Homoorientina 67,1/14/3,06; Ácido p-cumarico traços/ n.d/ n.d.; Luteolina 7-O-glucosídeo 0,04/0,02/0,01; Vitexina 24,7/11,3/3,41; Isovitexina 29/10,8/2,66; Crisoeriol 7-O-glucosídeo 0,44/0,08/0,03; Taxifolina 0,98/0,46/0,2; Luteolina 4,98/1,32/0,24; Chisoeriol 5,27/2,53/0,68; Cianidina 3-O-sambubiosídeo n.d/n.d/ 0,02; Cianidina 3-O-glucosídeo n.d/ 0,29/4,94; Cianidina 3-O-rutinosídeo n.d/ 0,31/17,9; Pelargonidina 3-O-glucosídeo n.d/traços/0,06; Peonidina 3-O-glucosídeo n.d/traços/0,08 Peonidina 3-O-rutinosídeo n.d/traços/0,29 (mg 100g ⁻¹ de massa seca)

continuação

Autor/ano	Periódico	Fruto estudado	Compostos estudados	Metodologia empregada	Resultados encontrados
Borges et al. (2013)	<i>Food Research International</i>	Frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	Compostos fenólicos	CLAE-ESI-MS/MS	Ácido benzóico, ácido cafeico, ácido clorogênico, ácido ferúlico, ácido protocatecuico, quercetina, rutina, ácido siríngico, ácido vanílico, ácido cumárico
Bicudo, Ribani e Beta (2014)	<i>Plant Foods for Human Nutrition</i>	Frutos de juçara (<i>Euterpe edulis</i>)	Ácidos fenólicos e antocianinas em diferentes estádios de maturação	CLAE-MS/MS	Ácido gálico: 0,31 – 0,98 / Ácido protocatecuico: 2,54 – 3,80 / Ácido p-hidroxibenzoico: 6,47 – 14,75 / Ácido vanílico: 2,66 – 3,97 / Ácido clorogênico: 1,31 – 2,51 / Ácido cafeico: 0,21 – 0,85 / Ácido siríngico: 4,70 – 9,84 / Ácido p-cumárico: 1,03 – 3,11 / Ácido sinapínico: 2,44 – 3,22 / Ácido ferúlico: 3,54 – 5,92 / Cianidina 3,5-diglucosídeo: 91,52 – 236,19 / Cianidina 3-glucosídeo: 29,09 – 108,97 / Cianidina 3-rutinosídeo: 42,77 – 137,27 / Pelargonidina 3-rutinosídeo: nd – 0,07 / Peonidina 3-glucosídeo: 0,33 – 1,27 / Peonidina 3-rutinosídeo: 0,47 – 0,83 (mg 100g ⁻¹ de massa seca)

Fonte: próprio autor.

Borges et al. (2011) avaliaram os compostos fenólicos em frutos de juçara cultivados em cinco diferentes regiões de Santa Catarina e encontraram quatro ácidos fenólicos e três flavonoides em todas as regiões estudadas. Os ácidos fenólicos encontrados foram os ácidos ferúlico (1,48 a 8,16 mg 100g⁻¹), gálico (7,97 a 52,25 mg 100g⁻¹), protocatecuico (6,29 a 33,32 mg 100g⁻¹) e p-cumárico (0,38 a 126 mg 100g⁻¹). Já os flavonoides presentes nos frutos foram a catequina (0,74 a 16,24 mg 100g⁻¹), a epicatequina (6,83 a 30,56 mg 100g⁻¹) e a quercetina (17,59 a 36,34 mg 100g⁻¹). Todos os valores foram expressos em mg 100g⁻¹ de matéria fresca.

Além da região de cultivo dos frutos, o período de maturação também influencia a síntese de compostos fenólicos. Borges (2013) estudou a influência da maturação dos frutos de juçara sobre o conteúdo de fenólicos totais em duas regiões distintas da cidade de Florianópolis, SC. Na primeira região foram realizadas 8 colheitas e definidos três estádios de maturação, nos quais o conteúdo de fenólicos foi de 200 a 250 mg EAG 100 g⁻¹, 250 a 300 EAG 100 g⁻¹ e 421,35 a 934,27 100 g⁻¹ de polpa seca desengordurada, respectivamente. Na segunda região foram realizadas 7 colheitas em três palmeiras distintas. Os frutos das três palmeiras apresentaram um aumento no conteúdo de fenólicos até o quinto período de colheita e um decréscimo no sexto e sétimo período de colheita. O conteúdo de fenólicos totais variou de 1055,50 a 5764,03 mg EAG 100 g⁻¹, 1003,80 a 4733,13 mg EAG 100 g⁻¹, e 802,05 a 4284,20 EAG 100 g⁻¹, respectivamente, para as palmeiras 1, 2 e 3.

A influência da maturação sobre ácidos fenólicos em frutos de juçara foi estudada por Bicudo, Ribani e Beta (2014). A maioria dos ácidos fenólicos (p-hidroxibenzoico, clorogênico, cafeico, siringico, p-cumárico e gálico) reduziu o seu conteúdo com o avanço da maturação. Os ácidos protocatecuico, vanílico, sinapínico e ferúlico apresentaram valores superiores nos frutos maduros. Os maiores teores em todos os estádios de maturação foram dos ácidos p-hidroxibenzoico e vanílico.

Gordon et al. (2012) avaliaram os compostos fenólicos do açáí (*Euterpe oleracea*) em diferentes estádios de maturação. Com exceção do ácido p-cumárico, todos os compostos encontraram-se presentes nos três estádios de maturação, sendo que as maiores concentrações de ácidos fenólicos foram geralmente encontradas em frutos imaturos. A orientina, o ácido vanílico, a vitexina e a homoorientina foram os compostos dominantes.

Gallori et al. (2004) e Schauss et al. (2006) também identificaram a orientina e a homoorientina no açáí. Da mesma forma, estes compostos foram destaque em estudo de Pacheco-Palencia et al.

(2009), que obtiveram 5,33 mg 100g⁻¹ para a orientina e 3,48 mg 100g⁻¹ para a homoorientina. No mesmo estudo, foram encontrados valores de 0,5 mg 100g⁻¹ para o ácido vanílico e para a catequina.

As concentrações de compostos fenólicos em polpa de açaí congelada estudada por Del Pozo-Insfran, Brenes e Talcott (2004) variaram de 1,7 a 21,2 mg 100g⁻¹ de polpa congelada. A predominância dos compostos foi a seguinte: ácido ferúlico (21,2 mg) > epicatequina (12,9 mg) > ácido p-hidroxibenzóico (8,05 mg) > ácido gálico (6,45 mg) > ácido protocateico (6,4 mg) > catequina (6,08 mg) > ácido elágico (5,54 mg) > ácido vanílico (3,32 mg); ácido p-cumárico (1,71 mg) e derivados de ácido gálico (11,7 mg).

Em relação às antocianinas, os frutos de juçara apresentam quantidades de 192 a 2956 mg 100⁻¹ de polpa fresca (BORGES et al., 2011; DE BRITO et al., 2007; IADEROZA et al, 1992; RUFINO et al., 2010) e o açaí valores que variam de 111 a 336 mg 100⁻¹ de polpa fresca (BOBBIO et al., 2000; IADEROZA et al, 1992; RIBEIRO et al., 2010; ROGEZ et al., 2011; RUFINO et al., 2010), sendo que as principais antocianinas são cianidina 3-glucosídeo e cianidina 3-rutinosídeo tanto para açaí (DEL POZO-INSFRAN; BRENES; TALCOTT, 2004; IADEROZA et al.,1992; LICHTENTHÄLER et al., 2005; PACHECO-PALENCIA et al., 2007; PACHECO-PALENCIA et al., 2009; SCHAUSS et al., 2006;) quanto para os frutos de juçara (BICUDO; RIBANI; BETA, 2014; DE BRITO et al., 2007).

1.14 Determinação de compostos fenólicos

Os compostos fenólicos, em sua maioria, são encontrados na natureza sob a forma de ésteres ou de heterosídeos, visto que são bastante instáveis para ocorrer na sua forma livre. Estas características fazem com que os compostos fenólicos sejam solúveis em água e em solventes orgânicos polares (SIMÕES et al., 1999).

Além disso, são muito reativos quimicamente, podendo interagir com outros compostos da matéria-prima e formar complexos insolúveis, propriedades que também devem ser consideradas nos procedimentos de extração. Apresentam, em geral, características ácidas e por serem compostos aromáticos, apresentam intensa absorção na região do UV. Outra característica que deve ser levada em consideração é a facilidade com que estes compostos sofrem oxidação, tanto através de enzimas vegetais específicas quanto por influência de metais, luz, calor ou em meio alcalino (SIMÕES et al., 1999).

A extração é um dos processos mais importantes no isolamento, identificação e utilização dos compostos fenólicos, pois a complexidade da amostra torna a análise direta impossível (BAYDAR; OZKAN; SAGDIC, 2004; BUCIC-KOJIC et al., 2007). Vários parâmetros têm influência sobre a extração, como a natureza química dos compostos, o método utilizado, o tamanho de partícula da amostra, o tempo e as condições de armazenamento, bem como a presença de substâncias interferentes (NACZK; SHAHIDI, 2004).

Não existe um método de extração único e padrão, mas as técnicas comumente descritas para isolar compostos fenólicos em frutas são a extração com uso de solventes (BAYDAR; OZKAN; SAGDIC, 2004; BUCIC-KOJIC et al., 2007), sendo que as principais são as do tipo líquido-líquido e sólido-líquido (IGNAT; VOLF; POPA, 2011; NACZK; SHAHIDI, 2004).

Após o processo de extração, a quantificação de compostos fenólicos pode ser realizada a partir de técnicas espectrofotométricas ou cromatográficas (HAMINIUK et al., 2012).

Embora extremamente utilizadas, a pouca seletividade tem sido um dos maiores desafios das técnicas espectrofotométricas para análise de matrizes complexas como os extratos vegetais. Decorrente disso, para obtenção dos espectros dos fenólicos sem a interferência de outros compostos, comumente são empregados métodos colorimétricos para o tratamento das amostras. O método de Folin-Ciocalteu estima os polifenóis, o método do cloreto de alumínio é utilizado para quantificar os flavonóides, e as antocianinas são quantificadas pelo método de diferencial de pH (GRANATO; KATAYAMA; CASTRO, 2010; HAMINIUK et al., 2012).

Apesar de os métodos espectrofotométricos fornecerem informações quantitativas e qualitativas úteis de forma simples e de baixo custo, estimam somente o conteúdo total das classes de fenólicos, não há separação e medição dos compostos individuais (GRANATO; KATAYAMA; CASTRO, 2010; HAMINIUK et al., 2012; IGNAT; VOLF; POPA, 2011).

Em contrapartida, nas técnicas cromatográficas uma mistura de compostos pode ser mais facilmente e rapidamente separada (HAMINIUK et al., 2012). A cromatografia pode ser definida como um método físico-químico de separação, no qual os constituintes da amostra a serem separados são particionados em duas fases, uma fase estacionária e uma fase móvel. A fase estacionária pode ser um sólido ou um líquido. A fase móvel pode ser um líquido, um gás ou um fluido

supercrítico. Quando a fase móvel for um líquido, é denominada cromatografia líquida (CIOLA, 1998; SKOOG et al., 2006).

Entre os vários métodos disponíveis, a cromatografia líquida de alta eficiência (CLAE) tem sido amplamente utilizada para separação e quantificação de polifenóis em frutas (NACZK; SHAHIDI, 2004), incluindo o açaí (DE ROSSO et al., 2008; GORDON et al., 2012; ROGEZ et al., 2011; SCHAUSS et al., 2006) e os frutos de juçara (BORGES et al., 2011; BORGES et al., 2013; DE BRITO et al., 2007).

No sistema de CLAE a amostra é injetada e arrastada pela fase móvel que se movimenta continuamente através da coluna, que contém a fase estacionária, onde ocorre a separação da mistura. O soluto interage com as fases estacionária e móvel por adsorção e/ou partição. As substâncias separadas saem da coluna dissolvidas na fase móvel e passam por um detector que gera um sinal proporcional à quantidade de material separado. A interpretação desse registro produz dados qualitativos e quantitativos sobre a amostra e seus constituintes (COLLINS; BRAGA; BONATO, 1993).

O desenvolvimento e a utilização de colunas com partículas diminutas responsáveis pela alta eficiência foi a principal mudança da CLAE quando comparada com a cromatografia clássica. As colunas utilizadas são geralmente de aço inoxidável, com diâmetro interno de cerca de 4 a 10 mm e comprimento variável de 10 a 30 cm. O tamanho de partícula mais comum da fase estacionária é de 5 a 10 μm , sendo a sílica a mais comum. A utilização dessas colunas tornou necessário o uso de bombas de alta pressão para a eluição da fase móvel, devido a sua baixa permeabilidade (CIOLA, 1998; SKOOG et al., 2006).

Os sistemas de detecção de absorbância no UV-vis, UV, arranjo de diodos (DAD) e espectrômetro de massas são os mais comumente utilizados no sistema CLAE (IGNAT; VOLFF; POPA, 2011).

O acoplamento da cromatografia líquida com a detecção por espectrometria de massas permitiu aliar as vantagens da cromatografia líquida, como a alta seletividade e a eficiência de separação com as vantagens da técnica de espectrometria de massas, a qual permite obtenção de informação estrutural, massa molar e aumento adicional de seletividade (SKOOG et al., 2006).

CAPÍTULO 2
CONTEÚDO TOTAL E BIOACESSIBILIDADE DOS MINERAIS
DOS FRUTOS DA PALMEIRA JUÇARA (*Euterpe edulis* Martius)
DURANTE O CICLO DE MATURAÇÃO

RESUMO

Este estudo foi realizado para investigar o conteúdo e a bioacessibilidade de macro, microminerais essenciais e metais em frutos da palmeira juçara (*Euterpe edulis* Mart.) em diferentes estádios de maturação. Os elementos Fe, Cu, Co, Zn, Mn, Se, Al, Cd, Ni, Pb e As foram determinados por espectrometria de massas com plasma indutivamente acoplado (ICP-MS) e K, Ca, Mg e Na por espectrometria de absorção atômica com fonte contínua de alta resolução (AAS HR-CS) após digestão em forno de micro-ondas. Para determinação da bioacessibilidade foi utilizado um método de digestão gastrointestinal *in vitro*. Os macrominerais mais abundantes em todos os estádios de maturação foram potássio e cálcio. Entre os microminerais, se destacaram manganês, ferro e zinco. Alumínio e níquel foram os metais presentes em maiores concentrações. Os frutos de juçara coletados a partir do quarto estágio de maturação apresentaram as concentrações mais altas de macro e microminerais. Após a simulação da digestão gastrointestinal, foram encontrados valores de bioacessibilidade que variaram de zero a 82,32 %. Os frutos coletados nos estádios de maturação definidos como sexto e sétimo apresentaram as maiores frações bioacessíveis para macro e microminerais. Os resultados demonstraram que o consumo de 250 mL de bebida de frutos de juçara pode contribuir significativamente para a ingestão diária recomendada de minerais para todas as faixas etárias e gêneros, especialmente para manganês (22-60 %), selênio (19-61 %), cobre (15-78 %), cálcio (3-11 %) e ferro (1-7 %). Em relação à concentração de metais, os frutos coletados em todos os estádios de maturação se apresentaram seguros para o consumo humano.

Palavras-chave: *Euterpe edulis*. Juçara. Minerais. Bioacessibilidade. Maturação.

1 INTRODUÇÃO

A palmeira juçara (*Euterpe edulis* Martius), pertencente à família Arecaceae e ao gênero *Euterpe*, é amplamente distribuída na Mata Atlântica, encontrada principalmente nos estados do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, Paraná, São Paulo, Rio de Janeiro, Minas Gerais e Bahia (LORENZI et al., 2004). Produz frutos arredondados, que pesam de 1 a 2 gramas e possuem polpa fibrosa de coloração verde quando imaturos e cor violeta escura a negra ao longo do seu amadurecimento (DE BRITO et al., 2007; MAC FADDEN, 2005), similares aos frutos de outras espécies do gênero *Euterpe* (*Euterpe oleracea* Martius e *Euterpe precatória* Martius) usados para a produção de açaí (DE BRITO et al., 2007; LORENZI et al., 2004).

As frutas desempenham um papel importante na saúde humana, pois possuem em sua composição uma grande variedade de micronutrientes, como os minerais (HERVERT-HERNÁNDEZ et al., 2011; HURREL, 2003). No corpo humano, estes nutrientes são essenciais para o funcionamento normal do metabolismo, crescimento e desenvolvimento, estrutura corporal, regulação da função celular e equilíbrio de eletrólitos nos fluidos corporais (ASHMEAD, 1996; GAGNIER, 2008). No entanto, deve-se considerar também que a ingestão de alguns minerais acima dos níveis de ingestão toleráveis e de contaminantes inorgânicos podem constituir um risco potencial para a saúde (MELØ et al., 2008).

Sabe-se que o conteúdo de nutrientes presente nos alimentos pode não estar disponível totalmente para a absorção e utilização pelo organismo humano (KULKARNI et al., 2007). Desta forma, para determinar se um alimento é um importante contribuinte de um determinado nutriente na dieta, é necessário investigar a quantidade desse composto que é liberada para a absorção, ou seja, a sua bioacessibilidade (FERNANDEZ-GARCIA et al., 2009; MCCARTHY; O'BRIEN, 2013).

Os métodos *in vitro* são comumente utilizados para estimar a bioacessibilidade de nutrientes na dieta e são considerados um ponto de partida para avaliar o potencial de biodisponibilidade de um constituinte alimentar (HUR et al., 2011; MCCARTHY; O'BRIEN, 2013). A maioria dos métodos *in vitro* envolve a simulação das condições digestivas gástricas e intestinais, o que faz com que os nutrientes sejam parcialmente ou totalmente libertados da matriz alimentar, sendo a fração mobilizada definida como fração bioacessível (HUR et al., 2011; RUBY et al., 1999).

O conteúdo mineral total dos frutos da palmeira juçara descrito na literatura varia 1,86 a 3,32 %, mostrando diferença significativa entre as regiões de crescimento (BORGES et al., 2011). No entanto, não há relatos na literatura sobre a composição mineral e a bioacessibilidade em frutos de juçara durante o ciclo de maturação.

Desta forma, considerando a crescente importância dos frutos de juçara no Estado de Santa Catarina, e que a composição de minerais está entre as principais mudanças que ocorrem durante a maturação de frutas, além da ausência de parâmetros padronizados indicando o estágio de maturação ideal e da carência de estudos sobre o tema em questão, o presente trabalho objetivou avaliar o conteúdo total e a bioacessibilidade dos minerais dos frutos da palmeira juçara em diferentes estádios de maturação.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Reagentes e soluções

Todos os reagentes utilizados possuíam pureza analítica e todas as soluções foram preparadas usando água desionizada de alta pureza (18.2 M Ω cm) obtida pelo sistema de ultra purificação de água Milli Q (Millipore, Bedford, EUA). Peróxido de hidrogênio (30 % m/m), ácido clorídrico (37 % m/m), bicarbonato de sódio, pepsina, glicodesoxicolato de sódio, taurodeoxicolato de sódio, taurocolato de sódio, pancreatina e soluções estoque de Rh, Ca, Mg, K e Na foram obtidos da Sigma-Aldrich (St. Louis, EUA). Ácido nítrico (65 % m/m) foi adquirido da Merck (Darmstadt, Alemanha). Solução padrão multielementar ICP III foi obtida da Perkin Elmer (Shelton, EUA). Gás argônio, óxido nitroso e acetileno foram obtidos da White Martins (São Paulo, Brasil).

2.2 Amostragem

As amostras dos frutos de juçara foram coletadas no bairro Costeira do Pirajubaé, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil, durante os meses de agosto a novembro de 2012, com intervalos de 7 a 17 dias, como ilustra a Tabela 4. Foram coletados frutos de três palmeiras sadias e de cachos de diferentes lados de cada uma das palmeiras (leste e oeste) com frutos suficientes a possibilitar coletas de 100 g de frutos ao longo de todos os estádios de maturação. A coleta dos frutos foi iniciada após a aparição de frutos vermelhos no cacho. Os frutos foram colhidos preservando-se os cachos, realizando-se retirada das bagas sadias em

diferentes estádios de maturação. Os frutos selecionados foram armazenados em embalagens plásticas e transportados em caixas térmicas ao Laboratório de Química de Alimentos da UFSC.

Tabela 4 - Datas das coletas dos frutos de juçara realizadas na Costeira do Pirajubaé, Florianópolis, SC

Estádio	Data da coleta
Estádio 1	28/08/2012
Estádio 2	14/09/2012
Estádio 3	20/09/2012
Estádio 4	27/09/2012
Estádio 5	09/10/2012
Estádio 6	23/10/2012
Estádio 7	05/11/2012

Fonte: próprio autor.

2.3 Preparo da amostra

A polpa dos frutos (epicarpo e mesocarpo) foi separada manualmente e passou por processo de branqueamento por imersão ($85 \pm 2^\circ\text{C}$ por 10 minutos). Em seguida, foi submetida ao processo de secagem em estufa de ar circulante (Fabbe 170, São Paulo, Brasil) ($45 \pm 2^\circ\text{C}$ durante 12 horas) (BORGES et al., 2013), resfriada em dessecador e triturada em moinho ultra centrífugo (Retsch Z200, Haan, Alemanha) com peneira de 1 mm a uma velocidade de 10000 rpm. Em seguida, as amostras foram armazenadas em freezer a $-18 \pm 2^\circ\text{C}$.

2.4 Quantificação dos minerais

2.4.1 Instrumentação

Os elementos ferro, cobre, cobalto, zinco, manganês, selênio, alumínio, cádmio, níquel, chumbo e arsênio determinados por ICP-MS, modelo ELAN 6000 (Perkin-Elmer *SCIEX*, Thornhill, Canadá). A fim de evitar problemas de precisão, devido à interferência de íons poliatômicos, as determinações de cálcio, magnésio, potássio e sódio foram realizadas utilizando um espectrômetro de absorção atômica com fonte de alta resolução contínua (AAS HR-CS), modelo ContrAA 700 (Analytik Jena AG, Jena, Alemanha). As condições operacionais e

analíticas usadas na quantificação dos minerais por ICP-MS e AAS HR-CS são mostradas nas Tabelas 5 e 6, respectivamente.

Tabela 5 - Parâmetros instrumentais do ICP-MS

Potência da Radio frequência	1100 W
Vazão dos Gases:	
Principal	15,0 L min ⁻¹
Intermediário	1,0 L min
Nebulizador	0,07 L min ⁻¹
Cones: amostrador / skimmer	Platina
Medida do Sinal	<i>Peak Hopping</i>
Leituras por replicatas:	
Replicata	3
Modo auto <i>lens</i>	On
Voltagem do detector:	
Pulso	1500 V
Analógico	-2600 V
Tempo morto	25 ns
Modo de operação do detector	Dual
<i>Dwell Time</i>	35ms

Fonte: próprio autor.

Tabela 6 - Parâmetros instrumentais do AAS HR-CS

Parâmetros	Elementos			
	Cálcio	Magnésio	Sódio	Potássio
Comprimento de onda (nm)	422,67	285,21	589,59	766,49
Chama	Acetileno/ óxido nitroso	Ar/ acetileno	Ar/ acetileno	Ar/ acetileno
Altura do queimador (mm)	6	11	10	50
Vazão combustível (L h ⁻¹)	185	65	50	60
Vazão oxidante (L h ⁻¹)	352	230	440	440
Combustível /Oxidante	0,526	0,148	0,114	0,136

Fonte: próprio autor.

A Tabela 7 ilustra os valores do coeficiente de determinação (R^2) da regressão linear e os limites de detecção e quantificação utilizados na determinação do conteúdo total e bioacessível de cada um dos minerais considerados nesta pesquisa.

Tabela 7 - Coeficiente de determinação (R^2), limites de detecção (LOD) e limites de quantificação (LOQ) utilizados para cada um dos elementos estudados

Elemento	R^2	LOD ($\mu\text{g g}^{-1}$)		LOQ ($\mu\text{g g}^{-1}$)	
		Total	Bioacessível	Total	Bioacessível
Ca	0,9926	0,10 *	0,01 *	0,33 *	0,09 *
Mg	0,9959	0,07 *	0,02 *	0,20 *	0,05 *
Na	0,9921	0,02 *	-	0,07 *	-
K	0,9917	0,05 *	0,01 *	0,16 *	0,03 *
Fe	0,9998	2,70	0,60	8,70	0,60
Li	0,99998	0,10	0,02	0,30	0,10
Al	0,99995	0,10	0,03	0,40	0,03
Mn	0,99998	0,04	0,01	0,10	0,03
Co	0,99998	0,03	0,01	0,10	0,02
Cu	0,99998	0,04	0,01	0,10	0,03
Zn	0,99994	0,04	0,01	0,10	0,03
As	0,99997	0,04	0,01	0,10	0,03
Se	0,99995	0,30	0,10	0,80	0,20
Pb	0,9998	0,03	0,01	0,10	0,03
Cd	0,99998	0,03	0,01	0,10	0,03
Ni	0,99998	0,10	0,03	0,40	0,10

* valores expressos em mg g^{-1}

Fonte: próprio autor.

2.4.2 Digestão ácida

Antes da determinação dos elementos totais, para eliminação da matriz orgânica, as amostras foram submetidas à digestão ácida assistida por micro-ondas, modelo MLS-1200 (Milestone, Sorisole, Itália), com base no método n° 17, descrito no manual do equipamento, o qual é recomendado para digestão de tecido vegetal desidratado (MILESTONE, 1995). As condições operacionais do método podem ser visualizadas na Tabela 8.

Tabela 8 - Condições operacionais para digestão ácida em micro-ondas

Tempo de digestão (min.)	Potência (W)
2	250
2	0
6	250
5	400
5	600
5	Ventilação/Resfriamento

Fonte: Milestone (1995).

Inicialmente foi medida uma massa de 0,2 g de amostra desidratada de frutos de juçara em tubos de poli-tetrafluoretileno (PTFE). Em seguida, foram adicionados 4 mL de HNO₃ (65 % m/m), 1 mL de H₂O₂ (30 % m/m) e 1 mL de água desionizada. Posteriormente, os tubos foram alocados no bloco digestor do micro-ondas para o procedimento de digestão. As amostras foram digeridas em duplicata e a leitura de cada replicata foi realizada três vezes.

Após o período de resfriamento, a solução resultante da digestão ácida de cada tubo foi transferida para um frasco de polipropileno que foi acondicionado em geladeira para posterior determinação das quantidades totais dos elementos. Simultaneamente com a digestão das amostras foram preparados brancos analíticos. As soluções resultantes foram submetidas a diluições apropriadas, bem como a adição de 100 µg L⁻¹ de Rh como padrão interno, para a quantificação dos analitos por ICP-MS.

2.4.3 Material de referência certificado

A fim de verificar a exatidão da metodologia empregada para as amostras estudadas, foi utilizado material de referência certificado (NIST-SRM 1515 *Apple leaves* e NIST-SRM 8433 *Corn bran*). Como não há material de referência certificado para frutos de juçara, procurou-se utilizar materiais cujos componentes da matriz se aproximassem ao máximo possível das amostras.

Os materiais de referência certificados foram preparados seguindo o mesmo protocolo que as amostras analisadas. Uma massa de 0,2 g de cada amostra certificada foi medida e submetida à metodologia de digestão ácida (item 2.4.2). Os elementos químicos das soluções resultantes da digestão foram quantificados por AAS HR-CS e ICP-MS (item 2.4.1).

2.5 Determinação da bioacessibilidade dos minerais

A simulação da digestão gastrointestinal *in vitro* foi realizada com base no método descrito por Nascimento (2011). O preparo das soluções de fluido gástrico e intestinal também teve como base a Farmacopeia dos Estados Unidos (US PHARMACOPEIA XXIV & NATIONAL FORMULARY, 2000).

2.5.1 Preparo das soluções de fluido gástrico e intestinal

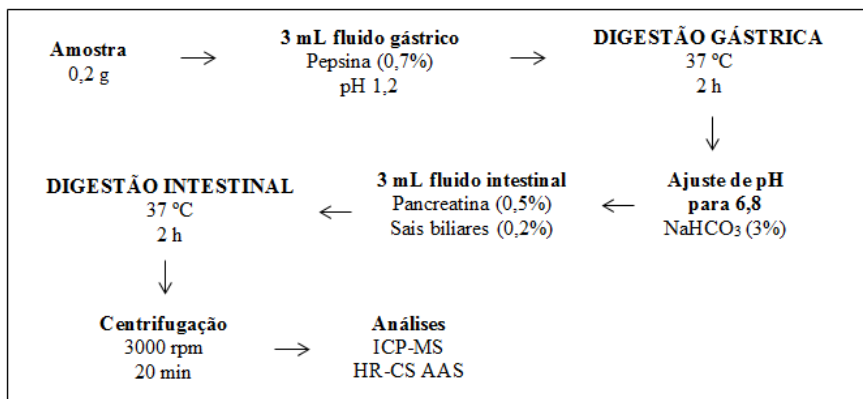
O fluido gástrico foi composto de 0,32 g de pepsina dispersa em água desionizada, adicionada de 0,7 mL de HCl 12 mol L⁻¹ e avolumada com água desionizada para 100 mL. O pH desta solução foi mantido em 1,2 (DM-20, Digimed, Brasil) adicionando-se gotas de HCl 0,1 mol L⁻¹.

Para o preparo da solução de fluido intestinal, uma massa de 0,2 g de sais biliares (0,08 g glicodeoxicolato de sódio + 0,05 g de taurodeoxicolato de sódio + 0,08 g de taurocolato de sódio hidrato) e 0,5 g de pancreatina foram dissolvidas em uma solução de NaHCO₃ (3 % m/v). O volume final foi ajustado para 100 mL e o pH da mesma mantido em 6,8.

2.5.2 Digestão gastrointestinal *in vitro*

As etapas do método de digestão *in vitro* empregado para determinação da bioacessibilidade dos minerais estão apresentadas na Figura 9.

Figura 9 - Representação esquemática do método de digestão gastrointestinal *in vitro*



Fonte: próprio autor.

Foi adicionado 0,2 g de amostra em frasco de polipropileno do tipo Falcon (50 mL) e, em seguida adicionados 3 mL da solução de fluido gástrico. Esta solução foi mantida em uma estufa com agitação modelo TE820 (Tecnal, Piracicaba, Brasil) por 2 h a 37 °C. Posteriormente para a digestão intestinal, foi adicionado 3 mL de fluido intestinal, com ajuste do pH para 6,8. Novamente a solução foi mantida em estufa com agitação por 2 h a 37 °C. Ao final, os frascos contendo as amostras foram retirados da estufa e resfriados até temperatura ambiente.

Em seguida foi realizada a centrifugação das soluções a uma velocidade de 3000 rpm por 20 minutos em centrífuga modelo 280R (Fanem, São Paulo, Brasil).

Os sobrenadantes resultantes da digestão gastrointestinal foram coletados para a detecção e quantificação dos minerais conforme descrito no item 2.4.1.

Ao final da quantificação, a bioacessibilidade foi calculada utilizando a seguinte fórmula: Bioacessibilidade (%) = $(Y/Z) \times 100$, onde Y é o conteúdo mineral bioacessível, ou seja, o conteúdo do mineral determinado após a digestão *in vitro* e Z é o conteúdo total do mineral na amostra.

2.6 Análise estatística

Os resultados foram expressos como média \pm desvio padrão. Para identificar diferenças significativas entre as médias foi utilizada análise de variância (ANOVA) e o teste de Tukey. A análise de componentes principais foi realizada para demonstrar os agrupamentos de amostras e suas variáveis. Todas as análises foram realizadas utilizando o software STATISTICA 7.0, admitindo nível de significância de 5% ($p < 0,05$).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 Avaliação da exatidão do método

As concentrações totais dos elementos minerais de interesse nos materiais de referência certificados analisados (CRM) NIST SRM 1515 *Apple leaves* e NIST SRM 8433 *Corn bran* estão resumidos na Tabela 9. As análises revelaram que os resultados experimentais encontrados são concordantes com os certificados. Considerando que os valores de recuperação preconizados são de 80 a 110 % (BRASIL, 2011), os resultados encontrados representam exatidão da metodologia empregada.

Tabela 9 - Comparação entre os valores encontrados e certificados do conteúdo total dos minerais nos materiais de referência NIST SRM 8433 (*corn bran*) e NIST SRM 1515 (*apple leaves*)

Elemento	NIST SRM 8433			NIST SRM 1515		
	Valor encontrado ($\mu\text{g g}^{-1}$)	Valor certificado ($\mu\text{g g}^{-1}$)	Recup. (%)	Valor encontrado ($\mu\text{g g}^{-1}$)	Valor certificado ($\mu\text{g g}^{-1}$)	Recup. (%)
K	601,6 \pm 44,4	566 \pm 75	106	1,65 \pm 0,03 ^a	1,61 \pm 0,02 ^a	102
Ca	428,5 \pm 34,7	420 \pm 38	102	1,85 \pm 0,45 ^a	1,53 \pm 0,01 ^a	121
Na	395,3 \pm 8,5	430 \pm 31	92	74,33 \pm 8,96	24,4 \pm 1,2	33
Mg	864,1 \pm 59,3	818 \pm 59	106	0,32 \pm 0,02 ^a	0,27 \pm 0,008 ^a	118
Fe	15 \pm 0,8	14,1 \pm 1,8	106	156,7 \pm 2,02	183 \pm 5	116
Zn	19 \pm 1,8	18,6 \pm 2,2	114	14,11 \pm 1,51	12,5 \pm 0,3	123
Mn	2,4 \pm 0,07	2,55 \pm 0,3	96	57,6 \pm 0,6	54 \pm 3	107
Se	0,05 \pm 0,01	0,05 \pm 0,045	100	< LOD ^b	0,05 \pm 0,009	-
Co	< LOD ^c	0,06 \pm 0,006	-	8,1 \pm 0,01	8,7 \pm 0,09	93
Cu	2,7 \pm 0,11	2,47 \pm 0,4	110	6,04 \pm 0,04	5,64 \pm 0,24	107
Al	1,1 \pm 0,13	1,01 \pm 0,55	110	272,1 \pm 4,6	286 \pm 9	95
As	< LOD ^d	0,02 \pm 0,002	-	0,04 \pm 0,05	0,04 \pm 0,007	100
Pb	0,14 \pm 0,01	0,14 \pm 0,03	100	0,44 \pm 0,03	0,47 \pm 0,024	93
Cd	< LOD ^c	0,01 \pm 0,005	-	0,01 \pm 0,00	0,01 \pm 0,002	100
Ni	< LOD ^e	0,16 \pm 0,05	-	0,87 \pm 0,09	0,91 \pm 0,12	97

Valores expressos como média \pm desvio padrão (n=3). LOD – Limite de detecção.

^a Concentração expressa em %. ^b < 0,3 $\mu\text{g g}^{-1}$. ^c < 0,03 $\mu\text{g g}^{-1}$. ^d < 0,04 $\mu\text{g g}^{-1}$. ^e < 0,1 $\mu\text{g g}^{-1}$.

Fonte: próprio autor.

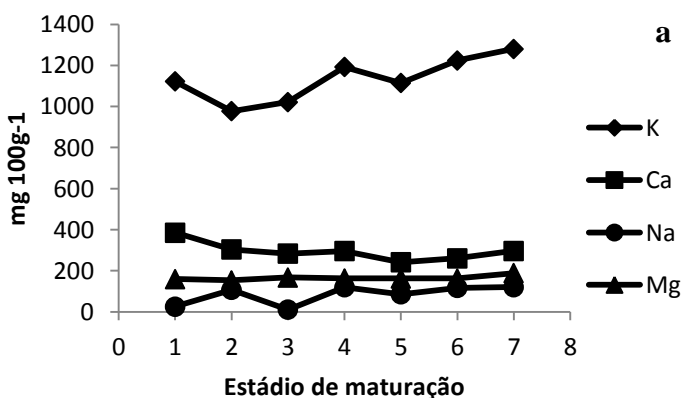
3.2 Minerais totais

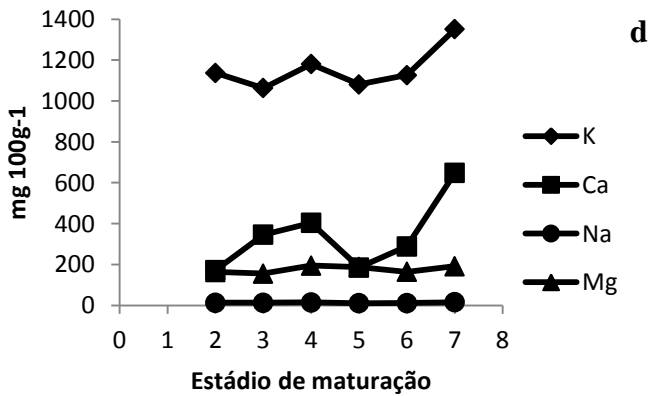
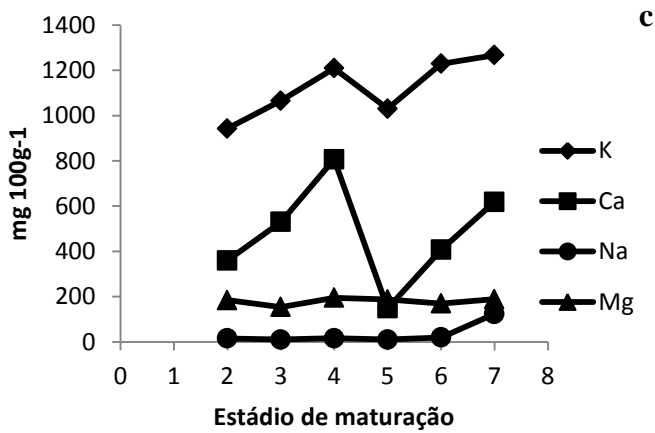
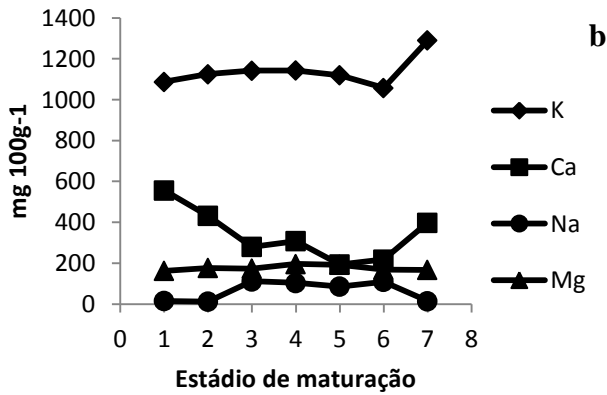
3.2.1 Macrominerais

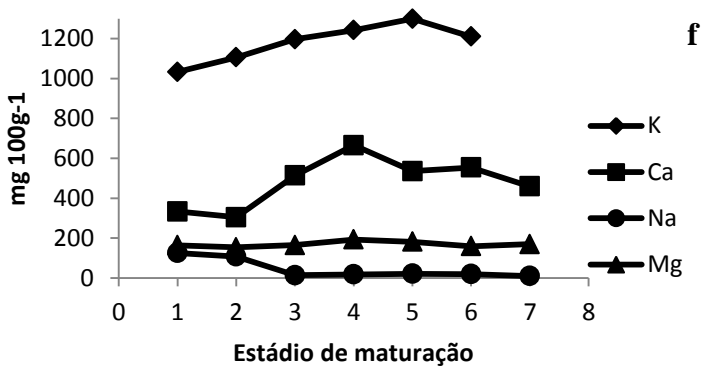
As mudanças nas concentrações dos macrominerais ao longo da maturação das amostras estudadas estão apresentadas na Figura 10. O potássio foi o macromineral que apresentou as maiores concentrações em todas as amostras analisadas (942,81 a 1353,04 mg 100g⁻¹), seguido do cálcio (148,52 a 824,26 mg 100 g⁻¹), magnésio (153,35 a 191,82 mg 100g⁻¹) e sódio (9,63 a 156,52 mg 100g⁻¹). As concentrações de potássio, magnésio e cálcio foram superiores aos resultados encontrados para os frutos do açaizeiro (*Euterpe oleracea*) estudados por Menezes, Torres e Srur (2008), Sanabria e Sangronis (2007) e Sanabria e Sangronis (2011).

Os resultados para potássio e cálcio do presente estudo também foram superiores aos valores apresentados para os frutos de juçara estudados por Silva et al. (2013), entretanto foram inferiores para magnésio.

Figura 10 – Concentrações dos macrominerais K, Ca, Mg e Na (mg 100g⁻¹ em matéria seca) em frutos de juçara em diferentes estádios de maturação da palmeira 1 cacho leste (a) e cacho oeste (b), palmeira 2 cacho leste (c) e cacho oeste (d), palmeira 3 cacho leste (e) e cacho oeste (f)







**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

As concentrações de potássio aumentaram entre o primeiro e o último estágio de maturação em todas as palmeiras estudadas (Figura 10). O cálcio apresentou o mesmo comportamento na palmeira 2 (Figura 10c e Figura 10d) e na palmeira 3 (Figura 10e e Figura 10f), entretanto uma diminuição na concentração deste elemento foi observada na palmeira 1 (Figura 10a e Figura 10b). Os valores de magnésio tiveram pouca variação ao longo da maturação, não apresentando diferença significativa ($p < 0,05$) entre os estágios de maturação das amostras estudadas (Apêndice A). A concentração de Na diminuiu em ambos os

cachos da palmeira 3 (Figura 10e e Figura 10f), ao passo que aumentou nos cachos da posição leste da palmeira 1 (Figura 10a) e 2 (Figura 10c).

Essas variações no conteúdo de minerais ao longo da maturação podem ser originárias de fatores que influenciam a absorção de elementos do solo pelas raízes das plantas, como a luz, a concentração de O₂, o pH, o estado nutricional e a idade da planta (SALISBURY; ROSS, 1986).

As mudanças na concentração de macrominerais durante a maturação diferem de acordo com o tipo de fruta. Gordon et al. (2012) avaliaram os minerais durante a maturação dos frutos do açaizeiro (*Euterpe oleracea*), e ao contrário dos resultados encontrados no presente estudo, o teor de potássio, cálcio e magnésio diminuiu ao longo da maturação. Em nêsperas, Rop, Sochor e Jurikova (2011) também encontraram decréscimo na concentração destes elementos. Tosun, Ustun e Tekguler (2008) ao avaliarem as mudanças no conteúdo de minerais durante a maturação da amora preta verificaram que a concentração de potássio e cálcio não sofreu alteração. Entretanto, ocorreu uma diminuição nas concentrações de magnésio com o avanço da maturação. Fawole e Opara (2013) não encontraram mudanças na concentração de potássio em romã, no entanto os teores de cálcio e magnésio reduziram com a maturação.

O magnésio é um importante componente da clorofila, portanto, frutos verdes possuem valores altos deste elemento (ADEYEMI; OLADIJI, 2009). O fato de a primeira coleta dos frutos no presente estudo ter sido realizada quando os mesmos apresentavam estágio inicial de maturação (frutos vermelhos) e os demais trabalhos citados no parágrafo anterior terem iniciado o estudo com frutos ainda verdes, pode explicar as diferenças encontradas para o magnésio.

O fato de o potássio participar do processo de translocação de açúcares até os frutos e ao se considerar que esta translocação acontece em maior intensidade no período final do ciclo de maturação (TAIZ; ZEIGER, 2009), pode justificar os maiores teores deste mineral encontrados nas amostras de estádios de maturação mais avançados.

A presença de maiores concentrações de cálcio nas amostras de frutos de juçara no início da maturação está relacionada com a associação deste elemento com as cadeias de ácido poligalacturônico, polissacarídeo constituinte da pectina na parede celular, o que confere estabilização da lamela média e alta rigidez da parede celular, predominante nos frutos imaturos. Com o amadurecimento, ocorre solubilização das pectinas e consequente liberação do cálcio (WILLATS et al., 2001).

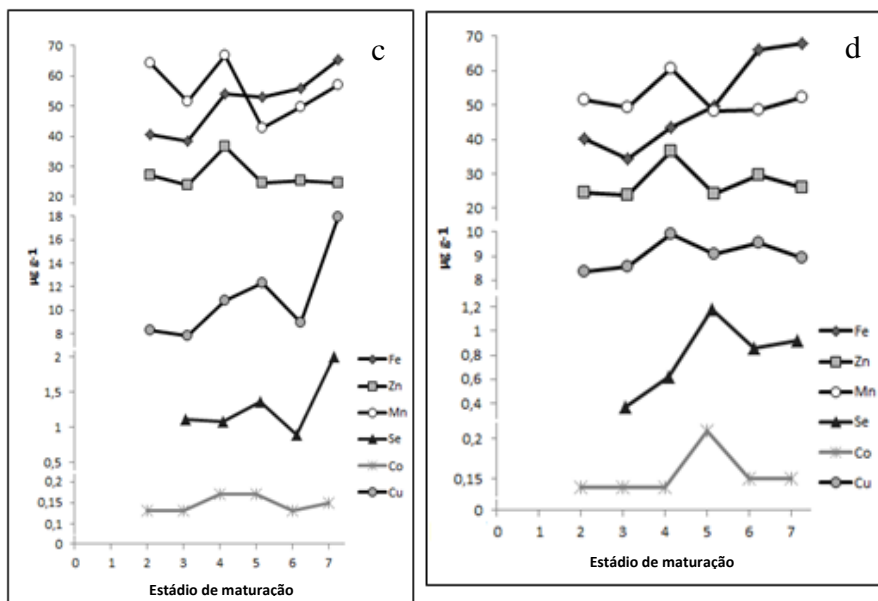
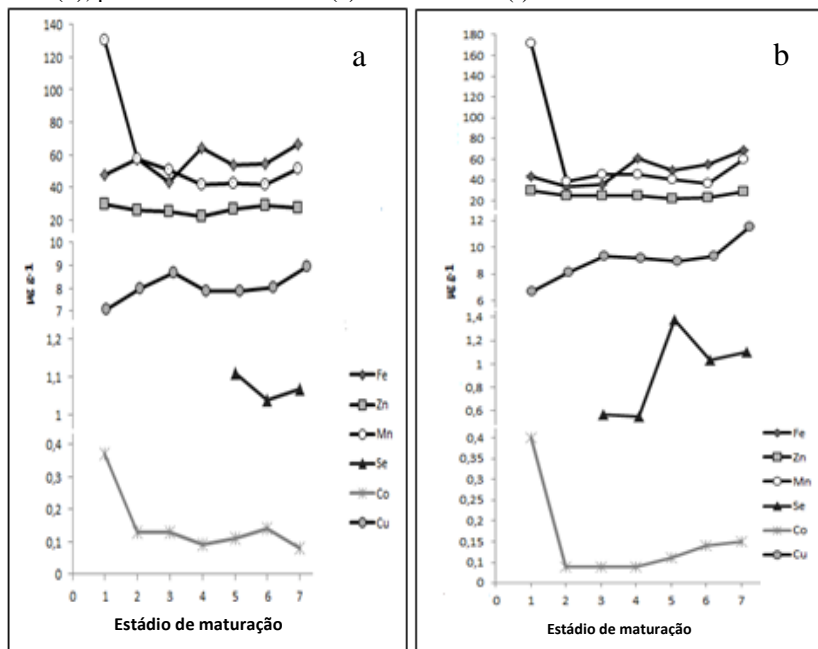
3.2.2 Microminerais

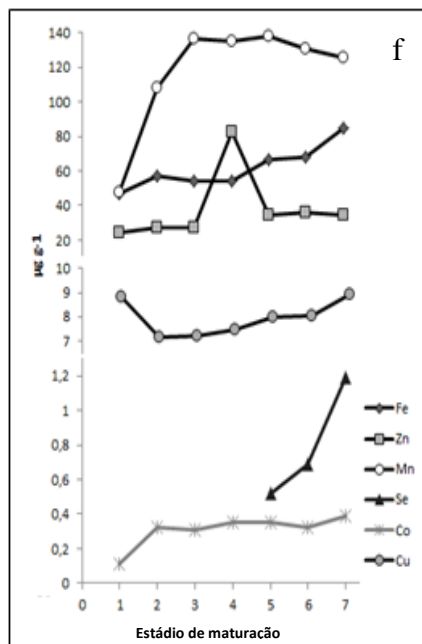
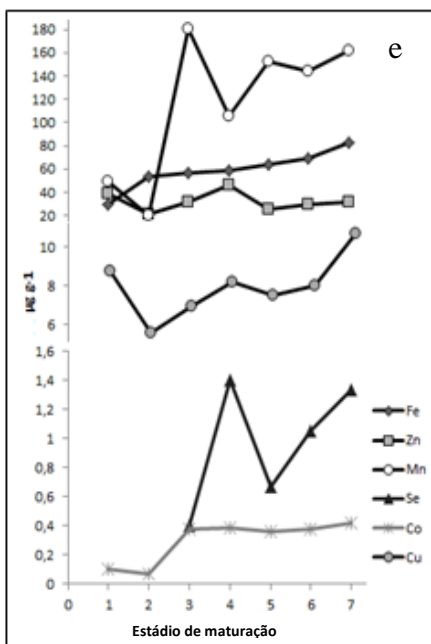
As concentrações dos microminerais nas amostras estudadas estão apresentadas na Figura 11. O manganês, o ferro e o zinco foram os microminerais mais abundantes nos frutos, variando de 20,33 a 180,02 $\mu\text{g g}^{-1}$, de 39,94 a 84,76 $\mu\text{g g}^{-1}$ e de 20,88 a 82,69 $\mu\text{g g}^{-1}$, respectivamente. Os demais microminerais, em ordem decrescente de concentração, na maioria dos estádios de maturação, foram cobre (6,70 a 17,90 $\mu\text{g g}^{-1}$), selênio (< LOD a 2,01 $\mu\text{g g}^{-1}$) e cobalto (0,07 a 0,42 $\mu\text{g g}^{-1}$). Os elementos manganês, ferro e zinco também foram os principais microminerais encontrados nos frutos do açaizeiro (*Euterpe oleracea*), estudados por Gordon et al. (2012), Menezes, Torres e Srur (2008) e Sanabria e Sangronis (2007).

Os frutos de juçara estudados por Silva et al. (2013), apresentaram teores de microminerais superiores aos encontrados para a maioria das amostras do presente estudo.

Como ilustra a Figura 11, as concentrações de ferro apresentaram um aumento entre o primeiro e o último estágio de maturação em todas as amostras estudadas. O conteúdo de cobre também foi maior no final da maturação, sendo que as concentrações nos demais estádios para este elemento não apresentaram diferença estatística significativa ($p < 0,05$) na maioria das amostras (Apêndice B). O zinco não apresentou variações significativas durante o ciclo de maturação na palmeira 1, entretanto nas palmeiras 2 e 3 houve um pico de concentração no estágio 4 (Figura 11), e não foi observada diferença significativa entre as médias dos demais estádios (Apêndice B). Os maiores teores de manganês estão em estádios iniciais de maturação nas palmeiras 1 e 2 e no final do ciclo na palmeira 3 (Figura 11), no entanto, a maioria dos estádios não apresenta diferenças significativas entre as médias (Apêndice B). Os valores de cobalto diferiram entre o primeiro e último estágio de maturação na maioria das amostras, sendo que diminuíram na palmeira 1 (Figura 11a e Figura 11b) e aumentaram na palmeira 2 (Figura 11c e Figura 11d) e 3 (Figura 11e e Figura 11f). O selênio apresentou os maiores valores no final da maturação em todas as amostras estudadas (Figura 11).

Figura 11 – Concentrações dos microminerais Fe, Zn, Mn, Se, Co e Cu ($\mu\text{g g}^{-1}$ em matéria seca) em frutos de juçara em diferentes estádios de maturação da palmeira 1 cacho leste (a) e cacho oeste (b), palmeira 2 cacho leste (c) e cacho oeste (d), palmeira 3 cacho leste (e) e cacho oeste (f)





Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta. *As coletas que não possuem valores para o selênio, são as que apresentaram valores inferiores ao limite de detecção (LOD).

Fonte: próprio autor.

Como já descrito, variações na concentração de minerais em frutas podem ser atribuídas a diferenças relacionadas ao tipo de fruta, cultivar, nutrição da planta, clima e solo (ROP; SOCHOR; JURIKOVA, 2011; TAIZ; ZEIGER, 2009; TOSUN; USTUN; TEKGULER, 2008). Estas variações também podem estar relacionadas com a mobilidade dos elementos no floema e suas tendências de translocação. O manganês possui baixa mobilidade, já o ferro, o cobre e o zinco são elementos que possuem mobilidade variável ou condicional, sendo esta dependente da espécie de planta, das influências ambientais, do tecido da planta e do estágio de crescimento (ROGIERS et al., 2006).

Ao contrário dos resultados encontrados no presente estudo, os frutos do açaizeiro apresentaram uma redução nos teores de ferro e um aumento de zinco ao longo da maturação (GORDON et al., 2012).

Tosun, Ustun e Tekguler (2008) avaliaram as mudanças na concentração de minerais durante três estádios de maturação da amora preta. A maturação não teve efeito sobre o zinco, o manganês e o cobre, mas assim como nas amostras do presente estudo, foi observada um

aumento na concentração de ferro. Um aumento na concentração de ferro com o avanço da maturação também foi encontrado por Nergiz e Engelz (2000) em frutos da oliveira, entretanto, os valores de cobre reduziram. Em romã, as concentrações de cobre também reduziram e os teores de zinco, manganês e ferro não sofreram mudanças ao longo do ciclo de maturação (FAWOLE; OPARA, 2013).

O ferro nas plantas tem um importante papel como constituinte de enzimas envolvidas em reações redox (citocromos) e ferro-proteínas envolvidas na fotossíntese, respiração e fixação de nitrogênio. Também pode estar na forma de complexos de ferro-proteína chamados de fitoferritina, forma pela qual as células vegetais armazenam o ferro livre evitando sua reação com o oxigênio e formação de superóxidos (TAIZ; ZEIGER, 2009). Visto isto, e considerando que o conteúdo de proteínas aumenta com o avanço da maturação nos frutos de juçara (BORGES, 2013), a relação destes dois nutrientes no metabolismo das plantas pode ser uma das justificativas para os teores mais altos de ferro encontrados nos frutos mais maduros.

Os elementos cobalto e selênio, apesar de serem essenciais para os seres humanos, não são considerados essenciais às plantas, mas também podem acumular nos tecidos vegetais, mesmo não mostrando necessidade específica (TAIZ; ZEIGER, 2009).

Outra característica importante observada nos frutos de juçara foi a presença de teores mais elevados de ferro, cobalto, manganês e zinco nos frutos da palmeira 3 em relação às palmeiras 1 e 2 na maioria dos estádios de maturação estudados (Figura 11). Segundo Meurer (2012) e Sims (1986), o pH do solo pode influenciar a absorção destes elementos, os quais estão mais disponíveis em pH abaixo de 5.

3.2.3 Metais

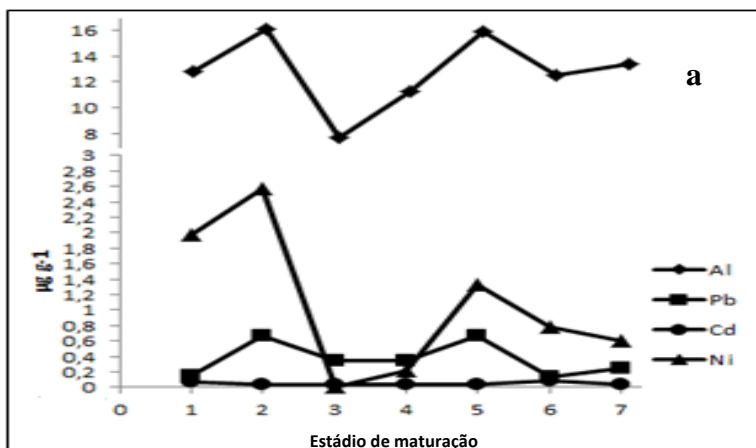
As concentrações dos metais nas amostras estudadas ao longo da maturação estão apresentadas na Figura 12. A ordem de concentração encontrada foi arsênio < cádmio < chumbo < níquel < alumínio na maioria das amostras. Os teores de arsênio foram inferiores ao limite de detecção para todas as amostras. Os valores de cádmio, chumbo, níquel e alumínio variaram entre <LOD a 0,25, 0,14 a 1,41, 0,44 a 2,78 e 6,26 a 15,99 $\mu\text{g g}^{-1}$, respectivamente.

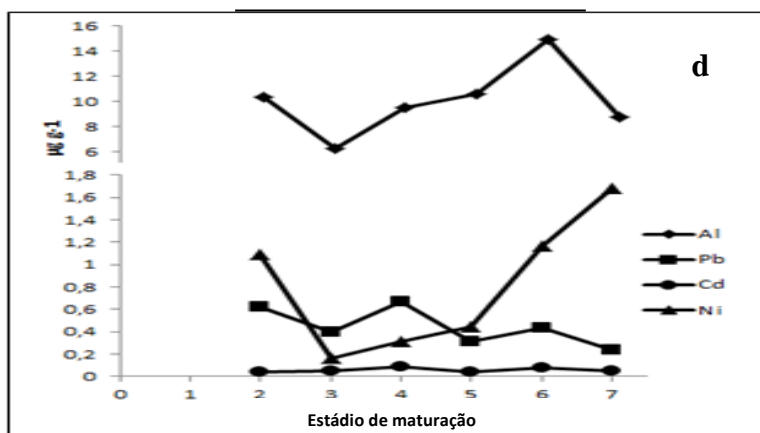
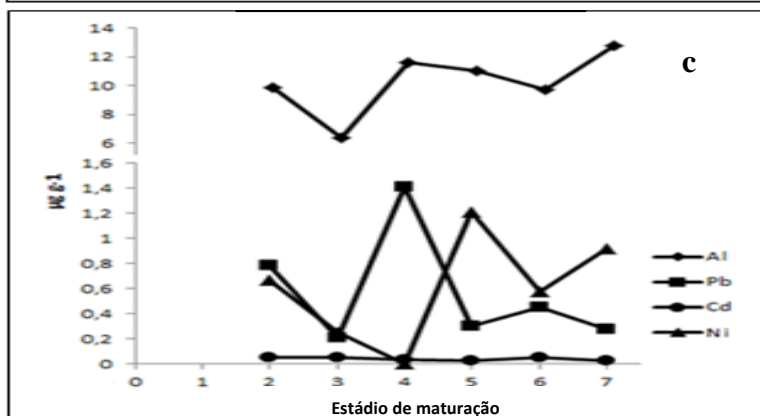
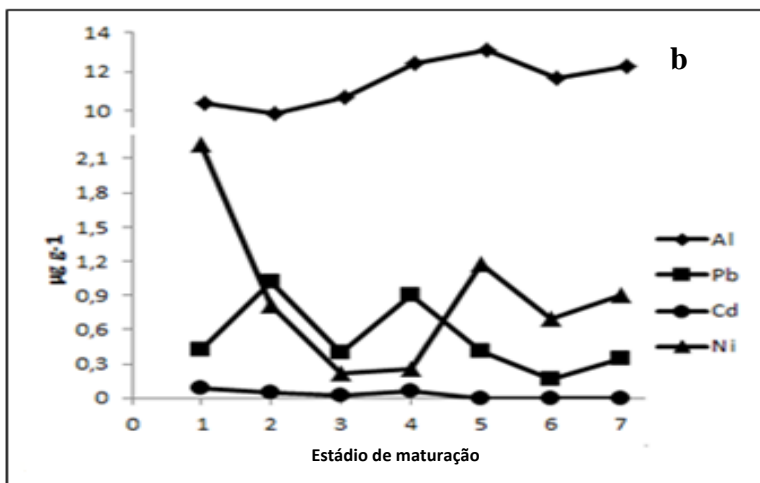
Com exceção do cacho leste da palmeira 2, as concentrações de alumínio em todas as amostras não apresentaram diferença significativa entre o primeiro e o último estágio de maturação (Apêndice C). Cádmio, chumbo e níquel apresentaram diminuição no conteúdo entre o

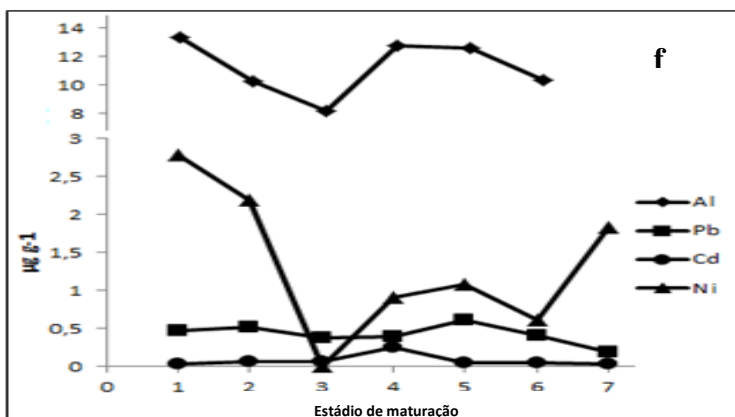
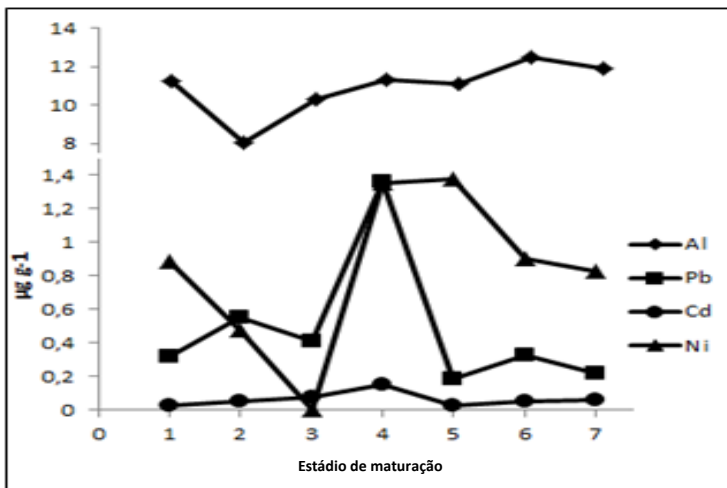
primeiro e o último estágio de maturação na maioria das amostras estudadas (Figura 12). Não há relatos sobre as mudanças de metais nas frutas do gênero *Euterpe* ao longo da maturação. No entanto, o açai (*Euterpe oleracea*) liofilizado apresentou baixas concentrações de metais, $< 0,004 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de arsênio, $< 0,0002 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de cádmio, $0,36 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de alumínio, $0,28 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de níquel e $0,014 \text{ mg } 100\text{g}^{-1}$ de chumbo (MENEZES; TORRES; SRUR, 2008). Schauss et al. (2006) também estudaram açai (*Euterpe oleracea*) liofilizado e encontraram baixos teores de chumbo ($0,037 \text{ } \mu\text{g g}^{-1}$), arsênio ($0,009 \text{ } \mu\text{g g}^{-1}$) e cádmio ($0,009 \text{ } \mu\text{g g}^{-1}$). Em frutos de juçara, Silva et al. (2013) encontraram maiores teores de alumínio ($78,3 \text{ } \mu\text{g g}^{-1}$ em matéria úmida).

A contaminação do solo é a principal via de transferência de metais para as plantas, mas estas também podem ser contaminadas por exaustão veicular, atividades industriais e práticas agrícolas (HU et al., 2013). Estudo realizado por Fang e Zhu (2014) na China avaliou o conteúdo de cádmio e chumbo em pêra, uva, ameixa e laranja. Os valores de cádmio foram de 0,03 a $0,06 \text{ } \mu\text{g g}^{-1}$ e o chumbo variou de 0,35 a $0,45 \text{ } \mu\text{g g}^{-1}$, sendo que a pêra apresentou a maior concentração de cádmio e a laranja a maior concentração de chumbo. O estudo destaca que esses metais são originários principalmente da aplicação de fertilizantes e pesticidas durante a floração e maturação das frutas.

Figura 12 - Concentrações dos metais Al, Ni, Pb e Cd ($\mu\text{g g}^{-1}$ em matéria seca) em frutos de juçara em diferentes estádios de maturação da palmeira 1 cacho leste (a) e cacho oeste (b), palmeira 2 cacho leste (c) e cacho oeste (d), palmeira 3 cacho leste (e) e cacho oeste (f)







**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

3.3 Análise exploratória dos dados

A fim de avaliar a influência dos diferentes fatores em estudo sobre o perfil de minerais em frutos de juçara realizou-se análise de variância (ANOVA) multifatorial. Os valores de F e sua significância

(p) para os fatores de estudo: indivíduo (palmeira), posição do cacho e estágio de maturação, bem como a influência da concentração mineral são mostrados na Tabela 10. O fator estágio de maturação apresentou diferença significativa para o teor de Mg ($p < 0,05$), Zn ($p < 0,01$), Pb, Cd e Ni ($p < 0,001$). O fator palmeira mostrou diferença significativa para as variáveis Co ($p < 0,001$), Zn ($p < 0,01$) e Mn ($p < 0,001$).

Tabela 10 - Resumo da análise de variância (ANOVA) para o conteúdo de macro, microminerais e metais, valores de F e sua significância (p) para as variáveis em estudo

	Fatores de estudo		
	Palmeira (A)	Posição do cacho (B)	Estádio de maturação (C)
K	0,55 ^d	0,011 ^d	2,19 ^d
Ca	2,18 ^d	2,12 ^d	0,37 ^d
Mg	1,26 ^d	0,38 ^d	2,55 ^c
Fe	0,17	0,92 ^d	0,74 ^d
Na	2,29 ^d	1,36 ^d	1,41 ^d
Al	0,22 ^d	0,03 ^d	0,94 ^d
Mn	5,30 ^a	0,017 ^d	1,86 ^d
Co	4,67 ^a	0,17 ^d	1,39 ^d
Cu	2,36	2,82 ^d	1,83 ^d
Zn	3,76 ^b	0,89 ^d	4,16 ^b
Se	0,15	2,20 ^d	1,56 ^d
Pb	0,32	2,83 ^d	6,89 ^a
Cd	2,75	0,66 ^d	5,65 ^a
Ni	1,21	0,83 ^d	4,29 ^b

^a Significante a $p = 0,001$. ^b Significante a $p = 0,01$. ^c Significante a $p = 0,05$. ^d Não significativo.

Fonte: próprio autor.

A posição de amostragem de colheita de frutos pode influenciar nos níveis de nutrientes minerais (TAYLOR et al., 1993). No entanto, isso não ocorreu com os frutos de juçara. Como mostra a Tabela 10, apenas os fatores palmeira e estágio de maturação demonstraram importância no conteúdo mineral. Desta forma, considerando que o fator posição do cacho não mostrou diferença significativa entre as médias das variáveis (minerais), este fator foi excluído do estudo.

A análise de componentes principais (PCA) foi usada para avaliar tendências de dados e para fornecer uma visão parcial dos dados

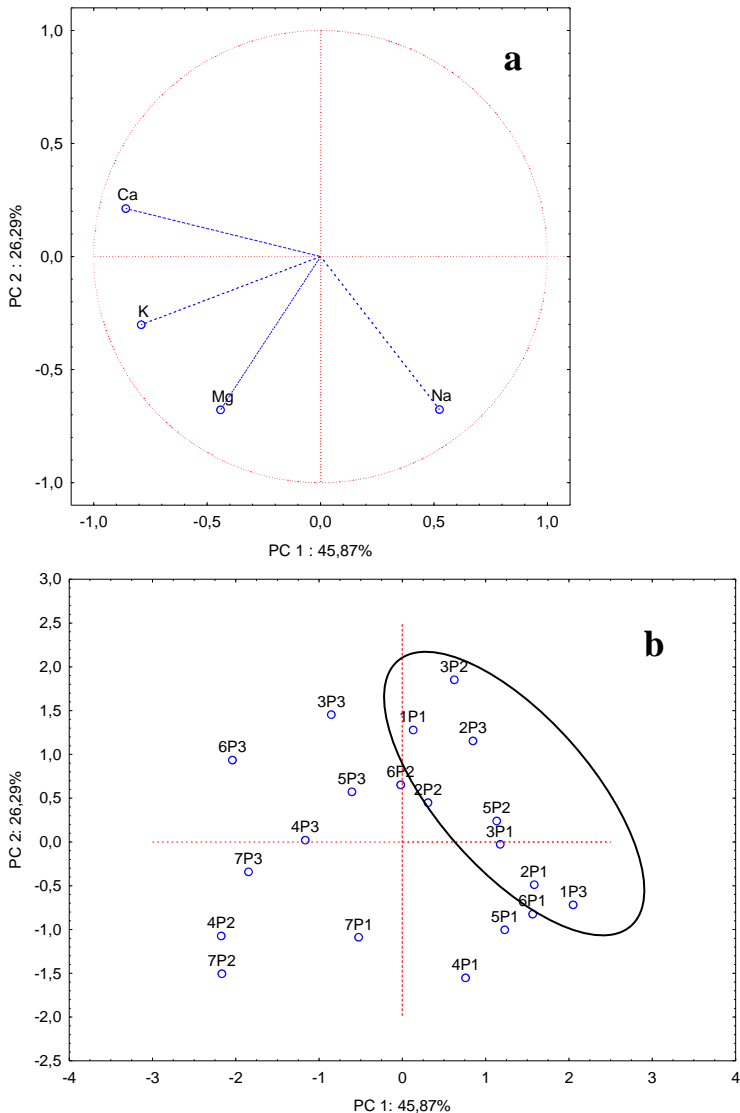
no espaço com número reduzido de dimensões, preservando a maior parte de sua variabilidade.

3.3.1 Macrominerais

A Figura 13 ilustra a distribuição espacial das amostras de acordo com seus escores das componentes principais 1 (PC1) e componentes principais 2 (PC2) para os macrominerais. As componentes principais para macrominerais juntas representaram 72,16 % da variância total. Como mostra a Figura 13a, as variáveis dominantes para PC1 foram cálcio ($r = -0,85$) e potássio ($r = -0,79$) e sódio ($r = 0,52$), o que representa 45,87 % da variância total. Na PC2, magnésio ($r = -0,68$) e sódio ($r = -0,68$) foram distinguidos com 26,29 % da variância total.

Na Figura 13b, é possível observar que a maioria das amostras coletadas do primeiro ao terceiro estágio de maturação foi agrupada na parte positiva da PC1, e a maioria das amostras coletadas a partir do quarto estágio foi agrupada na parte negativa do PC1. Assim, as amostras coletadas até o terceiro estágio de maturação, em geral, apresentaram concentrações mais baixas de potássio e cálcio e maiores concentrações de sódio, enquanto as amostras coletadas a partir do quarto estágio de maturação geralmente apresentaram concentrações mais elevadas de potássio e cálcio e mais baixas de sódio.

Figura 13 - Análise dos componentes principais para os macrominerais em frutos de juçara. (a) Componente principal 1 (PC1) versus componente principal 2 (PC2) e (b) variáveis dominantes para PC1 e PC2



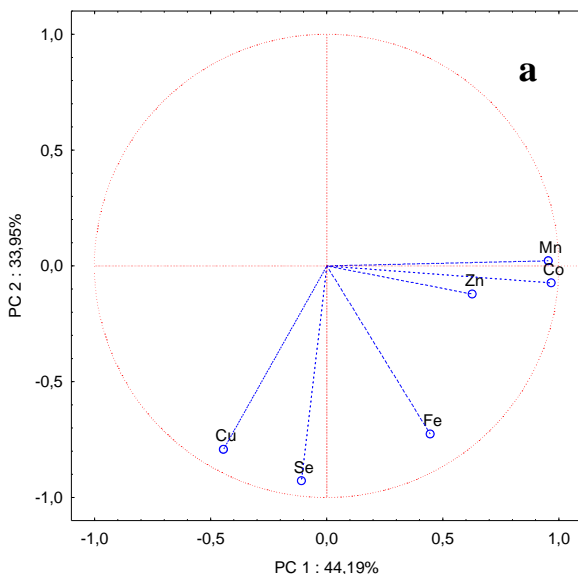
P1 – Palmeira 1; P2 – Palmeira 2; P3 – Palmeira 3. 1 – 7 – Estádio de maturação.
Fonte: próprio autor.

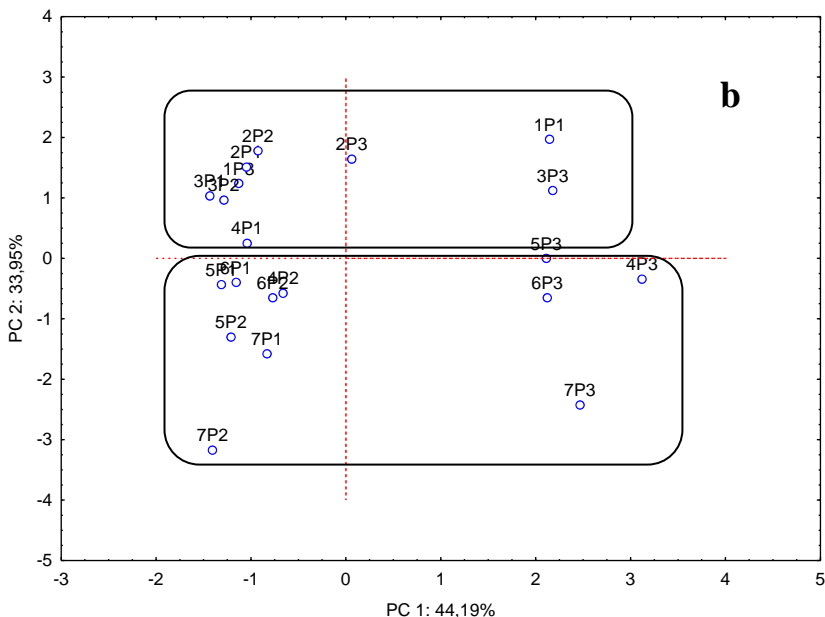
3.3.2 Microminerais

As variáveis dominantes para PC1 e PC2 para microminerais representaram 78,14 % da variabilidade total dos dados (Figura 14), sendo que a PC1 explica 44,19 % e a PC2 33,95 % dos dados. Na Figura 14a é possível observar que as variáveis dominantes para PC1 foram manganês ($r = 0,95$), cobalto ($r = 0,97$) e zinco ($r = 0,63$). Na PC2, as variáveis de maior peso foram selênio ($r = -0,93$), cobre ($r = -0,79$) e ferro ($r = -0,73$).

A Figura 14b ilustra que as amostras de frutos de juçara colhidas até o terceiro estágio de maturação se agruparam na parte positiva da PC2 e a maioria das amostras coletadas após o quarto estágio apresentaram valores negativos em relação a esta PC, o que indica que as amostras coletadas até o terceiro estágio de maturação apresentaram teores mais baixos de selênio, cobre e ferro e as amostras coletadas a partir do quarto estágio, em geral, apresentaram maiores concentrações desses elementos.

Figura 14 - Análise dos componentes principais para os microminerais em frutos de juçara. (a) Componente principal 1 (PC1) versus componente principal 2 (PC2) e (b) variáveis dominantes para PC1 e PC2





P1 – Palmeira 1; P2 – Palmeira 2; P3 – Palmeira 3. 1 – 7 – Estádio de maturação.
 Fonte: próprio autor.

As mudanças dos macro e microminerais a partir do quarto estágio de maturação podem ser explicadas pelo fato de que durante a maturação os íons inorgânicos migram de diferentes partes da planta para a região de crescimento ativo (VILLANUEVA et al., 2004). Sánchez et al. (1991) estudaram os minerais no melão e observaram que estes foram transportados do xilema e floema das folhas para os frutos.

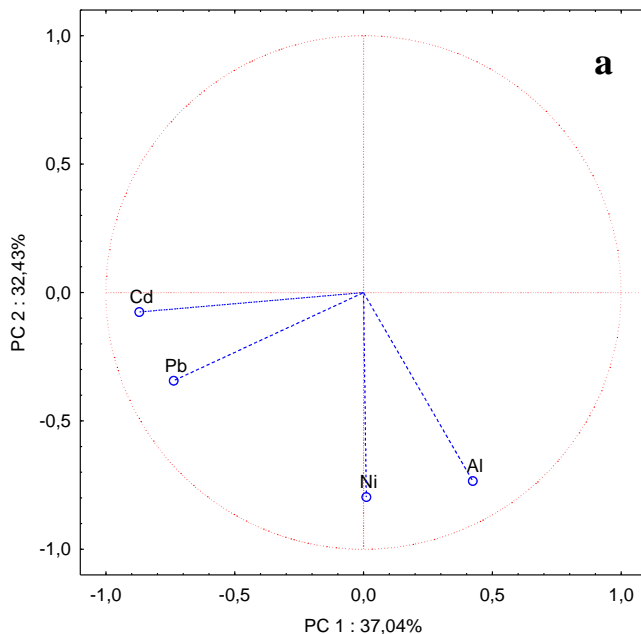
3.3.3 Metais

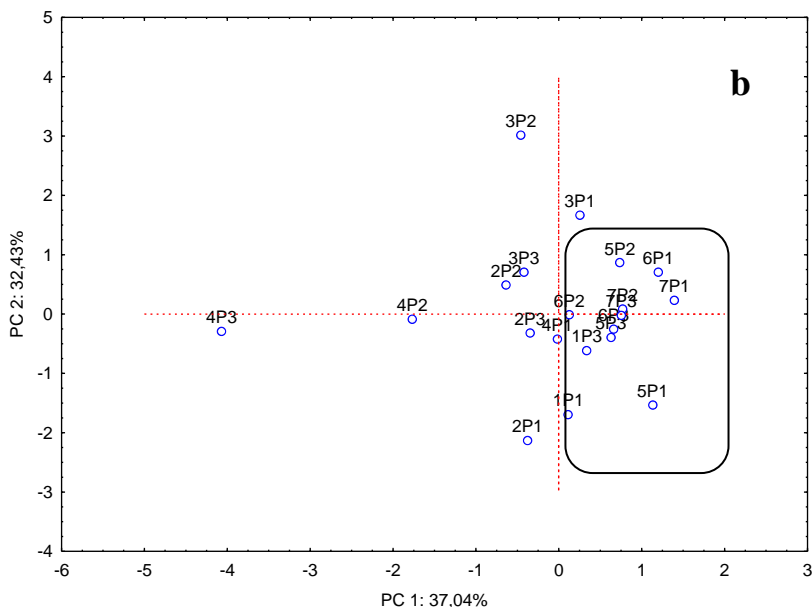
A Figura 15a apresenta a projeção da PC1 *versus* a PC2 para os metais, representando 69,47 % da variância total. As variáveis dominantes para PC1 foram cádmio ($r = -0,87$) e chumbo ($r = -0,74$) e para PC2 foram níquel ($r = -0,80$) e alumínio ($-0,73$) (Figura 15a).

A Figura 15b, que representa a distribuição espacial das amostras de juçara em relação aos metais de acordo com seus escores PC1 e PC2, mostra que na parte positiva da PC1, a qual explica 37,04 % da variação dos valores, amostras coletadas nos estádios de maturação 1, 5, 6 e 7 se agruparam, o que significa que esses frutos apresentaram

menores teores de chumbo e cádmio. Também é possível observar que a maioria das amostras coletadas nos estádios 2, 3 e 4 possui correlação negativa com PC1, demonstrando que essas amostras exibiram, em geral, maiores concentrações de chumbo e cádmio.

Figura 15 - Análise dos componentes principais para os metais em frutos de juçara. (a) Componente principal 1 (PC1) versus componente principal 2 (PC2) e (b) variáveis dominantes para PC1 e PC2





P1 – Palmeira 1; P2 – Palmeira 2; P3 – Palmeira 3. 1 – 7 – Estádio de maturação.
Fonte: próprio autor.

3.4 Bioacessibilidade

Os resultados encontrados neste estudo (itens 3.2.1 e 3.2.2) demonstraram que o fruto da palmeira juçara apresenta quantidades consideráveis de minerais, especialmente macro e microelementos. No entanto, o conteúdo total pode não refletir a quantidade disponível para absorção intestinal. Um fator importante que pode contribuir para a caracterização da qualidade nutricional do fruto como uma fonte de minerais é a bioacessibilidade. Este conceito pode determinar a eficiência nutricional dos alimentos com o objetivo de melhorar a saúde humana (FERNÁNDEZ-GARCÍA et al., 2009).

3.4.1 Macrominerais

Como apresentado na Figura 16, após a simulação da digestão gastrointestinal, a bioacessibilidade de potássio, cálcio e magnésio durante a maturação variou de 25,8 a 50,1 %, 14,3 a 67,5 % e 30,9 a 61,2 %, respectivamente. A Tabela 11 apresenta o conteúdo bioacessível dos macrominerais estudados em $\text{mg } 100\text{g}^{-1}$ de matéria seca e observa-

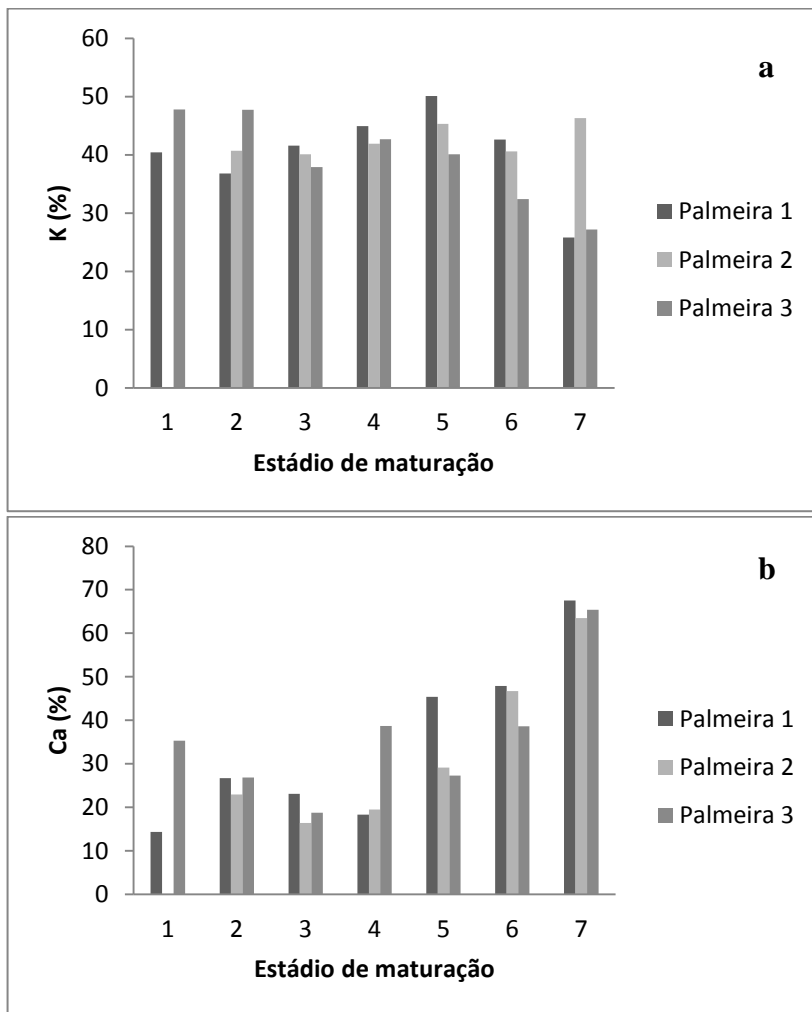
se que há diferença significativa entre os estádios de maturação ($p < 0,05$) nas três palmeiras estudadas. A bioacessibilidade do sódio não foi avaliada neste estudo, devido à presença de alta concentração desse elemento nos sais biliares.

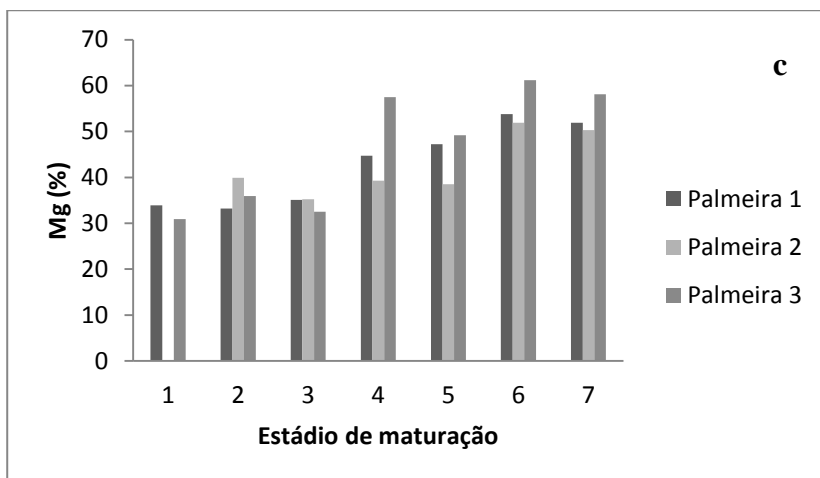
As mudanças na bioacessibilidade dos macrominerais durante a maturação não foram uniformes, no entanto, os valores de potássio não apresentaram grandes variações ao longo da maturação (Figura 16a), o que pode ser justificado pelo fato deste elemento estar presente nos alimentos principalmente na forma de íons livres, não formando complexos que podem ter efeito sobre a bioacessibilidade (MILLER, 2010).

Mesmo não apresentando frações bioacessíveis uniformes ao longo da maturação, foi possível observar que a bioacessibilidade de cálcio e magnésio foi maior nos últimos estádios em todas as palmeiras estudadas (Figura 16b e Figura 16c).

O principal composto que afeta a bioacessibilidade do cálcio é o oxalato, visto que o mesmo forma quelatos insolúveis com os íons de cálcio (DA SILVA; COZZOLINO, 2009). Broschat e Latham (1994) estudaram o conteúdo de oxalato no mesocarpo de frutos maduros de palmeiras e mostraram que os frutos da família Arecaceae, a qual pertence os frutos de juçara, pode apresentar concentrações bastante variáveis (42 a 10671 $\mu\text{g g}^{-1}$). Não há relatos na literatura sobre as mudanças nos teores de oxalato durante o ciclo de maturação dos frutos de juçara, no entanto estudos realizados com outras frutas relatam que a concentração deste composto é maior nas frutas imaturas (ROGIERS; KNOWLES, 1997; SOUMYA; NAIR, 2014).

Figura 16 - Bioacessibilidade (%) de (a) potássio, (b) cálcio e (c) magnésio dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação





**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

Como mostra a Tabela 11, os frutos de juçara ao final da maturação apresentam frações bioacessíveis de magnésio que variam de 70,3 a 97,9 mg 100g⁻¹, valores bem acima dos teores bioacessíveis descritos para outras matrizes vegetais, como cereais (1,7 a 14,1 mg 100g⁻¹), leguminosas (11,9 a 43,4 mg 100g⁻¹) e oleaginosas (10,5 a 27,9 mg 100g⁻¹) (SULIBURSKA; KREJPCIO, 2011).

Tabela 11 – Conteúdo bioacessível (mg 100g⁻¹) de K, Ca e Mg dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação

Palmeira 1			
Estádio	K	Ca	Mg
1	531,9 ± 31,6 ^{ab}	66,9 ± 0,9 ^d	53,9 ± 1,8 ^{bc}
2	463,61 ± 24,4 ^{cb}	81,7 ± 4,4 ^c	56,2 ± 2,5 ^{bc}
3	512,71 ± 34,6 ^{ab}	58,1 ± 0,4 ^{cd}	55,1 ± 0,6 ^b
4	535,9 ± 37,4 ^{ab}	68,3 ± 1,4 ^{cd}	61,7 ± 1,8 ^{ac}
5	554,5 ± 25,7 ^a	88,4 ± 1,7 ^b	87,2 ± 2,8 ^a
6	540,6 ± 21,7 ^{ab}	160,9 ± 0,3 ^b	98,8 ± 1,7 ^a
7	379,8 ± 14,1 ^c	236,5 ± 5,8 ^a	97,9 ± 2,4 ^a
Palmeira 2			
Estádio	K	Ca	Mg
1	-	-	-
2	463,7 ± 3,9 ^{ab}	97,9 ± 0,1 ^b	67,9 ± 1,5 ^b
3	456,3 ± 4,4 ^{ac}	59,4 ± 0,1 ^b	52,2 ± 1,9 ^b
4	400,9 ± 25,7 ^c	78,5 ± 2,1 ^b	62,9 ± 0,4 ^b
5	468,3 ± 14,8 ^{ab}	71,1 ± 1,6 ^b	68,5 ± 3,6 ^b
6	466,1 ± 13,6 ^{ab}	128,7 ± 2,3 ^a	97,9 ± 1,7 ^a
7	521,3 ± 6,3 ^a	163,5 ± 4,4 ^a	70,3 ± 0,1 ^a
Palmeira 3			
Estádio	K	Ca	Mg
1	490,8 ± 0,6 ^a	82,3 ± 2,8 ^b	56,9 ± 0,9 ^d
2	477,7 ± 6,1 ^{ab}	91,8 ± 3,5 ^b	65,9 ± 2,2 ^{cd}
3	347,9 ± 5,8 ^{abc}	99,7 ± 1,5 ^b	54,5 ± 2,3 ^{cd}
4	410,7 ± 11,5 ^{ab}	138,7 ± 3,1 ^{ab}	91,5 ± 1,7 ^a
5	450,1 ± 11,8 ^{abc}	147,3 ± 2,5 ^b	70,2 ± 3,1 ^b
6	275,4 ± 6,2 ^{ac}	191,6 ± 2,1 ^{ab}	107,2 ± 3,5 ^a
7	257,2 ± 4,6 ^c	205,4 ± 0,5 ^a	78,1 ± 1,8 ^c

Resultados expressos como média ± desvio padrão (n = 2). ^{a-d} Letras diferentes na mesma coluna em cada palmeira indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey (p < 0,05).

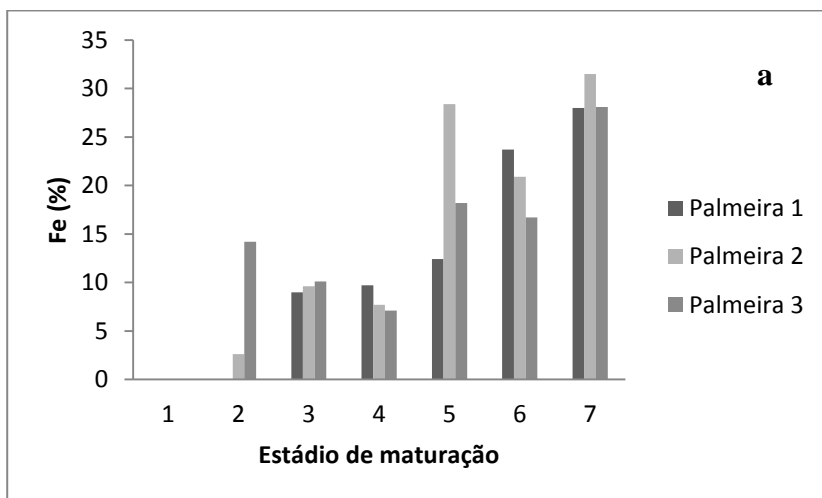
**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

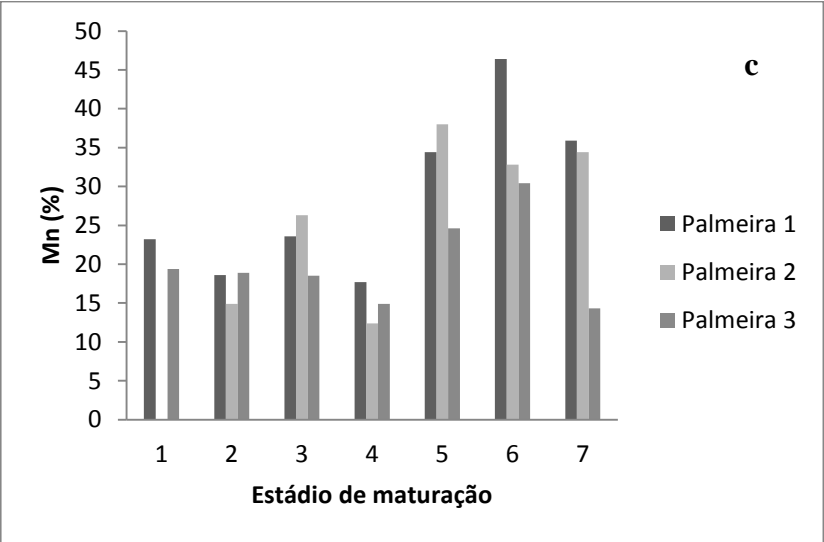
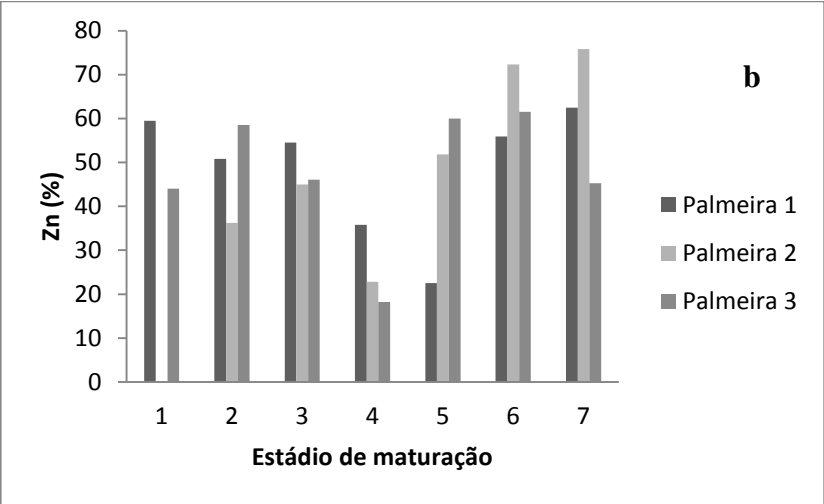
Fonte: próprio autor.

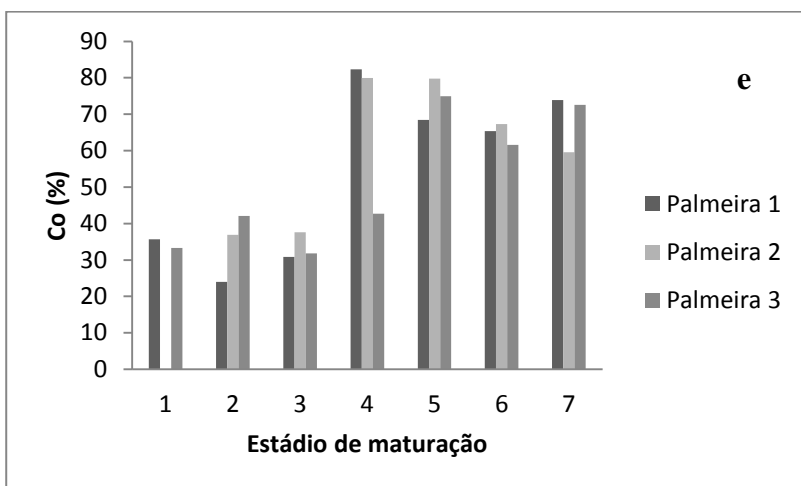
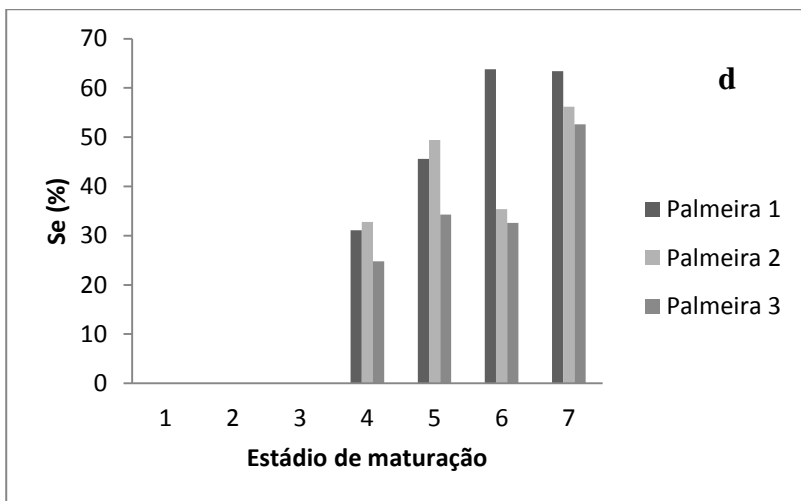
3.4.2 Microminerais

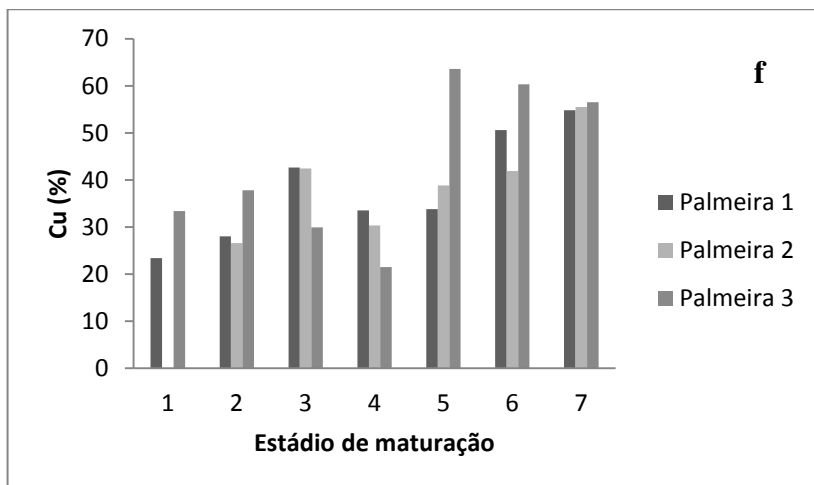
A bioacessibilidade dos seis microminerais estudados variou de zero a 82,3%. A Figura 17 mostra que os microminerais com valores mais elevados de bioacessibilidade foram cobalto (24 - 82,3 %), cobre (21,5 - 63,3 %), zinco (18,2 - 75,8 %) e manganês (12,4 - 46,4 %). Da mesma forma que os resultados encontrados para os macrominerais, todos os microminerais apresentaram as maiores frações bioacessíveis no final do ciclo de maturação em todas as palmeiras estudadas, principalmente nos estádios 6 e 7. Ferro e selênio apresentaram frações não bioacessíveis no início da maturação, entretanto, valores de 16,7 a 31,5 % para o ferro e 32,6 a 63,8 % para o selênio foram encontrados no final do amadurecimento dos frutos (Figura 17a e Figura 17d).

Figura 17 - Bioacessibilidade (%) de (a) ferro, (b) zinco, (c) manganês, (d) selênio, (e) cobalto e (f) cobre dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação









**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

Estudos sobre a bioacessibilidade de minerais em frutas são escassos. Khouzam, Pohl e Lobinsk (2011) ao avaliarem a bioacessibilidade de microminerais em maçã encontraram valores semelhantes ao presente estudo, visto que os elementos com maiores frações bioacessíveis na maçã foram manganês, zinco e cobre, além disso, o ferro também apresentou a menor bioacessibilidade.

O fato de as frações bioacessíveis mais baixas terem sido encontradas nos estádios iniciais de maturação pode ser devido à composição das frutas, tais como a quantidade e qualidade das proteínas, a forma química dos elementos, as interações de nutrientes e a presença de compostos que formam complexos insolúveis, os quais podem afetar negativamente a bioacessibilidade de minerais (SANDBERG, 2002).

O ferro apresentou frações bioacessíveis de zero a 31,5 %, sendo que os valores foram aumentando de acordo com o avanço da maturação (Figura 17a). A baixa bioacessibilidade de ferro pode estar relacionada com as baixas concentrações de proteínas presentes nas frutas, as quais aumentam a bioacessibilidade por reduzir e quelar o ferro (SANDBERG, 2002; SULIBURSKA; KREJCIO, 2011). De acordo com Borges (2013), o conteúdo de proteína nos frutos de juçara pode apresentar um aumento conforme o avanço da maturação (2,29 a 3,17 % em matéria úmida), o que pode explicar os maiores valores de

bioacessibilidade de ferro nos frutos coletados nos estádios finais de maturação.

Em contrapartida, os compostos fenólicos têm influência negativa sobre a bioacessibilidade de ferro (MILLER, 2010). Gordon et al. (2012) avaliaram os compostos fenólicos de frutos da palmeira *Euterpe oleracea* em diferentes estádios de maturação e encontraram maiores concentrações de compostos fenólicos em frutos imaturos.

Os valores de bioacessibilidade de ferro nas amostras estudadas no final do ciclo de maturação (12,7 a 20,5 $\mu\text{g g}^{-1}$) (Tabela 12) podem ser semelhantes aos valores de bioacessibilidade em leguminosas (3 a 34 $\mu\text{g g}^{-1}$), alimentos considerados as principais fontes vegetais desse elemento na dieta (SAHUQUILLO; BARBERÁ; FARRÉ, 2003; SULIBURSKA; KREJPCIO, 2011).

Tabela 12 - Conteúdo bioacessível ($\mu\text{g g}^{-1}$) de Fe, Zn, Mn, Se, Co e Cu dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação

Palmeira 1						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	NB	10,5 \pm 0,5 ^{ab}	23,2 \pm 0,1 ^{bc}	NB	0,09 \pm 0 ^{cd}	1,62 \pm 0,1 ^b
2	NB	8,8 \pm 0,5 ^c	10,6 \pm 0,3 ^c	NB	0,03 \pm 0 ^d	1,85 \pm 0,4 ^{ab}
3	4,5 \pm 0,4 ^{ab}	13,6 \pm 0,8 ^{bc}	13,6 \pm 0,3 ^{bc}	NB	0,04 \pm 0 ^{cd}	4,6 \pm 0,8 ^{ab}
4	5,7 \pm 0,2 ^{ab}	10,8 \pm 3 ^e	7,7 \pm 0,1 ^c	0,15 \pm 0 ^c	0,07 \pm 0,01 ^a	2,7 \pm 0,7 ^{ab}
5	5,9 \pm 0,4 ^{ab}	5,4 \pm 1,3 ^d	18,4 \pm 0,2 ^b	0,58 \pm 0,1 ^b	0,07 \pm 0 ^{ab}	2,9 \pm 0,6 ^{ab}
6	12,7 \pm 0,05 ^a	13,5 \pm 0,5 ^{bc}	20,4 \pm 1,1 ^a	0,70 \pm 0,1 ^a	0,07 \pm 0 ^{bc}	4,3 \pm 0,8 ^{ab}
7	16,6 \pm 1,5 ^a	15,5 \pm 3,9 ^a	19,9 \pm 1,8 ^b	0,92 \pm 0,1 ^a	0,09 \pm 0 ^a	5,8 \pm 1,8 ^a
Palmeira 2						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	-	-	-	-	-	-
2	2,1 \pm 0,3 ^c	11,2 \pm 0,5 ^{bc}	10,1 \pm 0,1 ^{bc}	NB	0,03 \pm 0 ^b	2,3 \pm 0,2 ^b
3	4,6 \pm 0,6 ^c	11,4 \pm 0,5 ^b	15,3 \pm 0,1 ^b	NB	0,05 \pm 0 ^b	3,4 \pm 0,3 ^b
4	3,7 \pm 0,2 ^c	7,8 \pm 0,2 ^b	7,4 \pm 0,1 ^c	0,45 \pm 0 ^d	0,08 \pm 0,1 ^a	2,3 \pm 0,4 ^b
5	13,4 \pm 1,7 ^{ab}	11,8 \pm 1,3 ^b	13,2 \pm 0,1 ^b	0,60 \pm 0,1 ^b	0,14 \pm 0,01 ^a	3,4 \pm 0,3 ^b
6	15,9 \pm 0,8 ^b	16,3 \pm 0,8 ^a	16,8 \pm 0,1 ^a	0,58 \pm 0 ^c	0,04 \pm 0 ^b	5,6 \pm 0,2 ^a
7	20,5 \pm 1,4 ^a	18,8 \pm 0,4 ^a	17,4 \pm 0,4 ^a	0,72 \pm 0,1 ^a	0,09 \pm 0,01 ^b	10,9 \pm 0,4 ^a
Palmeira 3						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	NB	11,4 \pm 0,1 ^{ab}	8,4 \pm 0,1 ^c	NB	0,03 \pm 0 ^c	2,8 \pm 0,4 ^{bc}
2	5,2 \pm 0,3 ^{bc}	18,5 \pm 1,4 ^a	9,9 \pm 0,1 ^c	NB	0,07 \pm 0 ^c	2,8 \pm 0,9 ^{bc}
3	2,9 \pm 0,1 ^{bc}	10,1 \pm 0,4 ^{ab}	15,9 \pm 0,1 ^b	NB	0,07 \pm 0,01 ^{bc}	1,1 \pm 0 ^{cd}
4	3,4 \pm 0,6 ^{bc}	4,2 \pm 0,2 ^b	7,9 \pm 0,1 ^b	0,35 \pm 0,1 ^d	0,15 \pm 0,1 ^b	1,5 \pm 0,1 ^d
5	18,1 \pm 1,1 ^a	19,4 \pm 0,9 ^a	27,6 \pm 0,1 ^{ab}	0,42 \pm 0 ^c	0,18 \pm 0,01 ^{ab}	2,6 \pm 6,1 ^b
6	16,7 \pm 0,6 ^{ac}	19,1 \pm 5 \pm 0,6 ^a	30,4 \pm 0,2 ^a	0,66 \pm 1,1 ^a	0,23 \pm 0,01 ^a	2,3 \pm 0,4 ^b
7	14,2 \pm 0,2 ^{ac}	9,3 \pm 0,2 ^{ab}	18,3 \pm 0,2 ^b	0,43 \pm 0,1 ^b	0,28 \pm 0,1 ^a	4,4 \pm 0,2 ^a

NB – não bioacessível. Resultados expressos como média \pm desvio padrão (n = 2). ^{a-c} Letras diferentes na mesma coluna em cada palmeira indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey (p < 0,05). **Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta. Fonte: próprio autor.

Assim como ocorre com o ferro, as proteínas são promotoras da maior bioaccessibilidade do zinco, podendo estas também estar relacionadas com os maiores valores de zinco no final da maturação dos frutos de juçara. Entretanto, os fitatos são os principais fatores antagonistas da bioaccessibilidade de zinco (YUYAMA et al., 2009), sendo que os mesmos são encontrados em maiores concentrações nos estádios imaturos das frutas (SOUFYA; NAIR, 2014).

Além disso, o cádmio pode se complexar com o zinco no trato gastrointestinal e desta forma serem excretados (YUYAMA et al., 2009). Esta complexação pode ter ocorrido com os frutos de juçara, visto que ao passo que os teores de cádmio reduziram com o amadurecimento, a bioaccessibilidade de zinco foi maior nas amostras de frutos mais maduros.

Em relação ao aumento do percentual bioacessível do cobre com o avanço da maturação, Arpadjan et al. (2013) supõem que a presença de ácidos graxos monoinsaturados poderia formar complexos de cobre solúveis estáveis. Esta relação pode ser válida para os frutos de juçara, visto que de acordo com Borges (2013), o conteúdo de ácidos graxos monoinsaturados aumentou de 37,39 para 51,22 % (em matéria seca) com o avanço da maturação.

Ao final da maturação, os frutos de juçara apresentaram teores bioacessíveis de cobre de 4,4 a 10,9 $\mu\text{g g}^{-1}$ (Tabela 12), valores superiores às frações bioacessíveis encontradas por Arpadjan et al. (2013) para nozes (2,01 a 2,31 $\mu\text{g g}^{-1}$) e avelãs (7,75 a 10,72 $\mu\text{g g}^{-1}$), alimentos considerados os principais contribuintes no fornecimento de cobre na dieta (SAMANN, 2011).

As oleaginosas são também descritas como principais contribuintes para manganês, com frações bioacessíveis de 3,04 a 6,07 $\mu\text{g g}^{-1}$ para nozes e 1,60 a 2,66 $\mu\text{g g}^{-1}$ para avelãs (ARPAJAN et al., 2013), no entanto, os frutos de juçara no estágio final de maturação apresentam teores superiores, de 16,8 a 30,4 $\mu\text{g g}^{-1}$ (Tabela 12).

3.4.3 Metais

Em relação aos metais, as médias de bioaccessibilidade de chumbo, níquel e alumínio foram de zero a 18,5 %, 5,8 a 49,6 % e 3,3 a 35,1 %, respectivamente (Figura 18). A Tabela 13 mostra o conteúdo bioacessível em $\mu\text{g g}^{-1}$ dos metais estudados em matéria seca, e assim como ocorreu para os macro e microminerais, foram encontradas diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os estádios de maturação nas

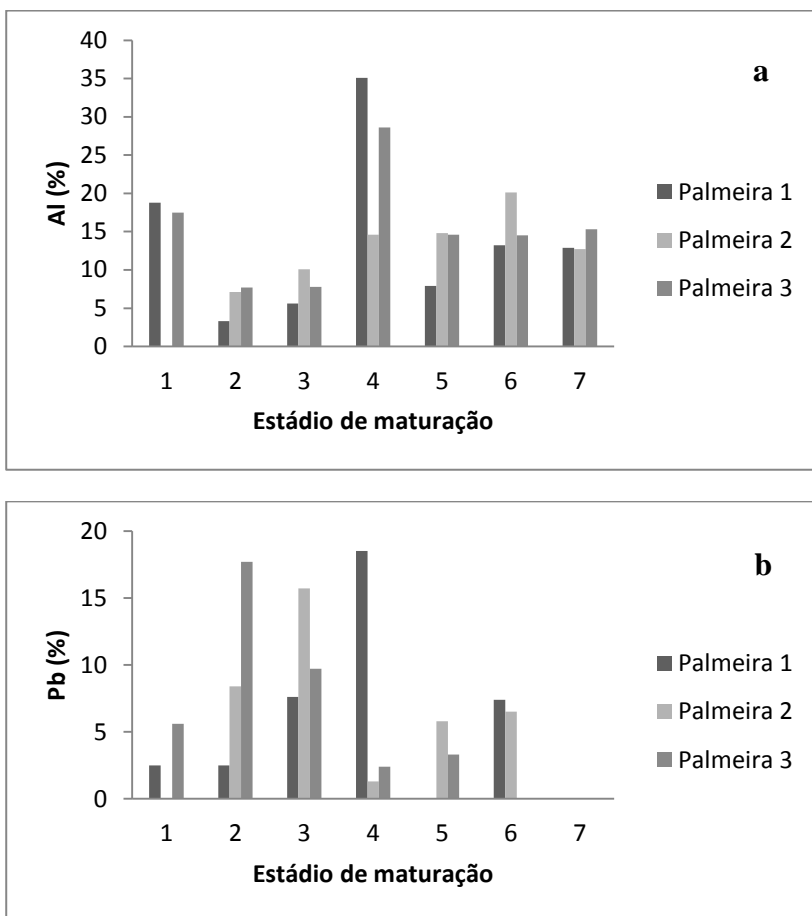
três palmeiras estudadas. Os metais cádmio e arsênio não apresentaram frações bioacessíveis em nenhuma das amostras. As frações bioacessíveis não demonstraram um padrão entre os estádios de maturação, no entanto, em todas as amostras os valores de bioacessibilidade de chumbo foram menores no último estágio e os de níquel foram maiores nos frutos coletados no sexto estágio de maturação.

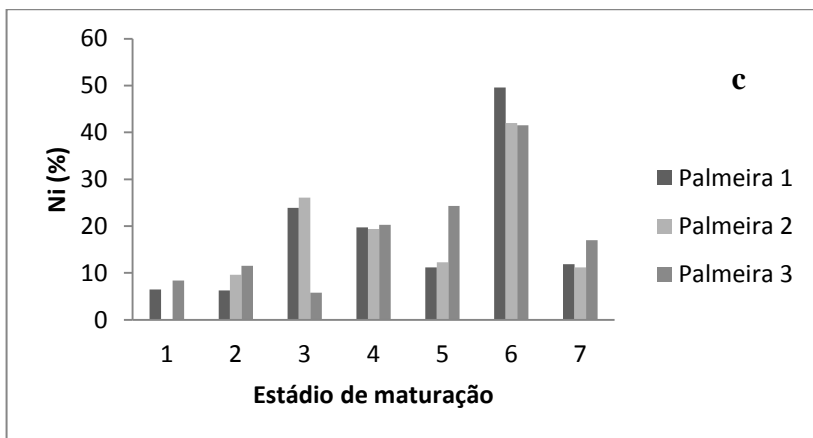
Da mesma forma que os minerais essenciais, os baixos valores de bioacessibilidade dos metais pode ser explicado pela provável complexação destes elementos com outros compostos, como por exemplo, polifenóis e fitoesteróis, além de mono e digliceróis (ARPAJAN et al., 2013).

Não há dados na literatura sobre a bioacessibilidade de metais em frutas, entretanto outros vegetais foram estudados. Hu et al. (2013) avaliaram a bioacessibilidade de cádmio, chumbo e níquel em nove grupos vegetais comumente consumidos em Hong Kong e encontraram 7,1 a 25 %, 0,7 a 26 % e 8,3 a 20 % de frações bioacessíveis, respectivamente. Arpadjan et al. (2013) encontraram 43% de bioacessibilidade de cádmio em nozes e avelãs e o chumbo não foi bioacessível nestas oleaginosas.

Considerando que os metais arsênio e cádmio não foram detectados como bioacessíveis nas amostras e que o alumínio, o chumbo e o níquel apresentaram teores bioacessíveis de 0,16 a 3,05, 0,01 a 0,07 e 0,03 a 0,49 $\mu\text{g g}^{-1}$, respectivamente (Tabela 13), todos os metais estudados mostraram frações bioacessíveis abaixo dos níveis considerados seguros para o consumo humano de acordo com a legislação brasileira para frutas frescas e pequenas, que determina limites de 0,3 $\mu\text{g g}^{-1}$ para arsênio, 0,2 $\mu\text{g g}^{-1}$ para chumbo e 0,05 $\mu\text{g g}^{-1}$ para cádmio (BRASIL, 2013). Entre os metais estudados, apenas o chumbo (0,2 mg kg^{-1}) é indicado pelo Codex Alimentarius (CODEX ALIMENTARIUS, 1996) e Comunidade Europeia (CE, 2006) para frutos pequenos. No caso de níquel, a fração bioacessível ficou bem abaixo do nível máximo de ingestão tolerável (UL) (1 mg / dia) (IOM, 2001). Para o alumínio, não há limites de legislação estabelecidos e valores de UL.

Figura 18 - Bioacessibilidade (%) de (a) alumínio, (b) chumbo e (c) níquel dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação





**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

Tabela 13 – Conteúdo bioacessível ($\mu\text{g g}^{-1}$) de Al, As, Pb, Cd e Ni dos frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação

Palmeira 1					
Estádio	Al	As	Pb	Cd	Ni
1	$0,69 \pm 0,2^b$	NB	$0,01 \pm 0^b$	NB	$0,14 \pm 0^b$
2	$0,36 \pm 0,1^c$	NB	$0,02 \pm 0^b$	NB	$0,16 \pm 0^b$
3	$0,58 \pm 0,1^{de}$	NB	$0,02 \pm 0^b$	NB	$0,22 \pm 0^{ab}$
4	$3,05 \pm 0,2^a$	NB	$0,07 \pm 0^a$	NB	$0,16 \pm 0^b$
5	$0,78 \pm 0,1^{cde}$	NB	NB	NB	$0,14 \pm 0^b$
6	$1,62 \pm 0,3^{bc}$	NB	$0,03 \pm 0^b$	NB	$0,29 \pm 0^a$
7	$1,30 \pm 0,1^{bcd}$	NB	NB	NB	$0,28 \pm 0^{ab}$
Palmeira 2					
Estádio	Al	As	Pb	Cd	Ni
1	-	-	-	-	-
2	$0,31 \pm 0,1^c$	NB	$0,05 \pm 0^a$	NB	$0,25 \pm 0^{bc}$
3	$0,50 \pm 0,1^{bc}$	NB	$0,02 \pm 0^{ab}$	NB	$0,16 \pm 0^c$
4	$1,68 \pm 0,3^b$	NB	$0,01 \pm 0^b$	NB	$0,31 \pm 0,1^b$
5	$1,45 \pm 0,1^b$	NB	$0,01 \pm 0^b$	NB	$0,15 \pm 0^c$
6	$1,63 \pm 0,2^a$	NB	$0,03 \pm 0^{ab}$	NB	$0,49 \pm 0,1^a$
7	$1,72 \pm 0,1^b$	NB	NB	NB	$0,44 \pm 0^b$
Palmeira 3					
Estádio	Al	As	Pb	Cd	Ni
1	$0,16 \pm 0,1^d$	NB	$0,01 \pm 0^{bc}$	NB	$0,07 \pm 0^{cd}$
2	$0,56 \pm 0,1^c$	NB	$0,07 \pm 0^a$	NB	$0,25 \pm 0^b$
3	$0,52 \pm 0,3^c$	NB	$0,02 \pm 0^{ab}$	NB	$0,03 \pm 0^d$
4	$1,92 \pm 0,1^a$	NB	$0,01 \pm 0^{bc}$	NB	$0,08 \pm 0^{bc}$
5	$1,71 \pm 0,2^a$	NB	$0,02 \pm 0^{bc}$	NB	$0,27 \pm 0^b$
6	$1,40 \pm 0,1^{ab}$	NB	NB	NB	$0,49 \pm 0,1^a$
7	$1,53 \pm 0^{ab}$	NB	NB	NB	$0,14 \pm 0^{bcd}$

NB – não bioacessível. Resultados expressos como média \pm desvio padrão ($n = 2$). ^{a-e} Letras diferentes na mesma coluna em cada palmeira indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey ($p < 0,05$).

**Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

3.5 Contribuição do consumo de frutos de juçara para as necessidades de minerais essenciais

Como já apresentado, devido à essencialidade dos micronutrientes para a manutenção de funções vitais, existem recomendações de ingestão nutricional para os mesmos de acordo com o gênero e a idade (IOM, 2001).

Desta forma, a fim de comparar os teores de macro e microminerais presentes nas amostras estudadas com as recomendações de ingestão, os valores de cada elemento nos estádios de maturação com maior bioacessibilidade foram convertidos em base úmida. Para o cálculo da contribuição do consumo de frutos juçara, se considerou que 50 g de polpa (epicarpo e mesocarpo) de frutos de juçara rendem 250 mL de bebida (SCHIRMAN et al., 2013).

A Tabela 14 mostra que a ingestão de 250 mL de bebida produzida com a polpa dos frutos de juçara nos estádios de maturação mais tardios (6 e 7) é significativa no suprimento das necessidades diárias preconizadas, principalmente para os microminerais manganês, selênio e cobre, que na maioria das faixas etárias e gêneros apresentaram valores superiores a 20% da recomendação diária.

Destaque também deve ser dado ao cálcio, cuja necessidade de ingestão diária é uma das maiores entre os minerais essenciais, e devido principalmente ao seu papel estrutural no organismo como constituinte de massa óssea. A ingestão de 250 mL de bebida de frutos de juçara é capaz de suprir de 4 a 11% das necessidades diárias humanas.

Outro mineral que merece destaque é o ferro, visto que a deficiência deste elemento é o distúrbio nutricional mais prevalente no mundo (BRASIL, 2009). Pode-se considerar que os frutos de juçara são importantes contribuintes de ferro na dieta, pois o consumo de 250 mL de bebida de frutos de juçara pode suprir até 7% da necessidade diária recomendada.

Tabela 14 - Contribuição do consumo de 250 mL de bebida de frutos de juçara para as necessidades de K, Ca, Mg, Fe, Zn, Mn, Se e Cu

Idade (anos)	Criança			Homem			Mulher	
	1 a 3	4 a 8	9 a 18	19 a 50	> 51	9 a 18	19 a 50	> 51
K	3- 4	2-3	2-3	2-3	2-3	2-3	2-3	2-3
Ca	9-11	6-7	3-4	4-6	4-5	4-5	4-6	4-5
Mg	18-24	11-16	4-5	4-5	4-5	5-6	5-6	5-6
Fe	2-7	1-5	1-4	2-6	2-6	1-3	1-3	2-6
Zn	4-15	3-9	1-4	1-4	1-4	2-6	2-6	2-6
Mn	41-60	34-46	24-32	22-30	22-30	32-43	29-39	29-39
Se	52-61	34-41	19-22	19-22	19-22	19-22	19-22	19-22
Cu	13-78	10-60	5-29	5-27	5-27	5-27	5-27	5-27

Valores expressos como porcentagem da RDA/AI.

Fonte: próprio autor.

4 CONCLUSÃO

Os resultados obtidos mostraram que o conteúdo total e a bioacessibilidade dos minerais nos frutos da palmeira juçara apresentam uma grande variação ao longo do ciclo de maturação. O conteúdo mineral total apresentou apenas um valor informativo, pois em muitos casos, apenas uma pequena fração dos elementos estudados foi potencialmente bioacessível, sendo que foram encontrados valores de zero a 82,3 %.

Os resultados apontam que o consumo da polpa dos frutos de juçara pode contribuir significativamente para a ingestão diária recomendada de minerais essenciais, especialmente para manganês, selênio, cobre, cálcio e ferro, e que a melhor qualidade nutricional em relação aos minerais essenciais foi encontrada ao final do ciclo de maturação, nos estádios definidos como 6 e 7. Em relação aos metais, os frutos coletados em todos os estádios de maturação apresentaram concentrações seguras para o consumo humano.

CAPÍTULO 3
DETERMINAÇÃO DO PERFIL DE COMPOSTOS FENÓLICOS
DURANTE O CICLO DE MATURAÇÃO DOS FRUTOS DA
PALMEIRA JUÇARA (*Euterpe edulis* Martius)

RESUMO

A palmeira juçara (*Euterpe edulis* Martius), nativa da Mata Atlântica, produz um fruto arredondado que contém uma polpa roxa e fibrosa quando maduro. A utilização desses frutos tem sido estimulada para compor produtos de forma similar ao açaí proveniente da palmeira *Euterpe oleracea* Mart. cultivada no norte do Brasil. Este estudo foi realizado para determinar o perfil de compostos fenólicos nos frutos da palmeira juçara (*Euterpe edulis* Mart.) em diferentes estádios de maturação coletados em Florianópolis/SC. Para identificação e quantificação dos compostos fenólicos foi utilizado um sistema de cromatografia líquida de alta eficiência acoplada à espectrometria de massas do tipo triplo quadrupolo (HPLC-ESI-MS/MS). Foram identificados ácidos fenólicos (protocatecuico, p-cumárico e gálico), flavonoides (campferol, aromadendrina, hispidulina, quercetina, taxifolina, miricetina e rutina) e estilbeno (resveratrol). O ácido protocatecuico foi o ácido fenólico predominante em todos os estádios de maturação, e a aromadendrina e taxifolina se destacaram entre os flavonoides. O resveratrol, seguido do ácido gálico e dos flavonoides miricetina e rutina, apresentaram as menores concentrações na maioria dos estádios de maturação dos frutos de juçara estudados. Os ácidos fenólicos apresentaram as maiores concentrações nos estádios de maturação 2 e 3 na maioria das amostras estudadas. Os flavonoides, em sua maioria, apresentaram os picos de concentração nos estádios 3 e 4, com exceção da rutina e quercetina, que apresentaram os maiores teores no final do ciclo de maturação.

Palavras-chave: *Euterpe edulis*. Juçara. Ácidos fenólicos. Flavonoides. Maturação.

1 INTRODUÇÃO

As diversas regiões do Brasil possuem uma grande diversidade e abundância de palmeiras com perspectiva para a produção de frutos para o consumo humano (LORENZI et al., 2004). Estas espécies frutíferas podem representar uma fonte de renda para as populações locais e uma oportunidade de acesso a mercados especiais, onde os consumidores apreciam a presença de nutrientes capazes de prevenir doenças (ALVES et al., 2008).

Entre as palmeiras nativas que produzem frutos comestíveis encontram-se as palmeiras *Euterpe oleracea* Mart. e *Euterpe edulis* Mart. (LORENZI et al., 2004). A palmeira *Euterpe oleracea*, também conhecida como açaizeiro, é cultivada na Região Amazônica brasileira, grande produtora de açaí no país. A palmeira *Euterpe edulis* é distribuída na Mata Atlântica e o uso de seus frutos, muito semelhantes aos frutos do açaizeiro, vem sendo estimulado para reverter a situação do uso extrativista do palmito juçara, que colocou a planta entre as espécies ameaçadas de extinção (BOURSCHEID et al., 2011).

Os frutos de juçara (*Euterpe edulis*), da mesma forma que os frutos da palmeira *Euterpe oleracea*, para que possam ser consumidos, necessitam de processamento para produção de uma bebida (BOURSCHEID et al., 2011; SCHULTZ, 2008). O processo consiste na maceração dos frutos em água, seguida do despolpamento, onde os frutos são colocados e batidos com adição de água de forma progressiva, sendo a bebida obtida após passagem em peneira (SCHIRMANN et al., 2013).

Além dos macro e micronutrientes essenciais, a ingestão de frutas e seus produtos fornece compostos químicos com potente atividade biológica com benefício à saúde humana (SLAVIN; LLOYD, 2012). Esses compostos, os quais são denominados fitoquímicos, são metabólitos secundários produzidos pelas plantas, essenciais para as interações das mesmas com o meio ambiente (LEITZMANN; WATZL, 2011; TAIZ; ZEIGER, 2009).

Entre os principais grupos de fitoquímicos, estão os fenólicos, compostos que possuem estrutura química derivada do benzeno ligada a radicais hidroxilas, e incluem principalmente os ácidos fenólicos e os flavonoides, os quais são reconhecidos pelo efeito protetor quando da ingestão de frutas e outros vegetais contra as doenças crônicas, como doença cardiovascular e câncer (HORST; LAJOLO, 2009; LEITZMANN; WATZL, 2011).

O conteúdo dos compostos fenólicos em frutas pode variar de acordo com fatores genéticos e ambientais, como cultivar, condições climáticas, manipulação pós-colheita e estágio de maturação (GONZÁLEZ-AGUILAR et al., 2010).

O conteúdo total de fenólicos nos frutos da palmeira juçara descrito na literatura varia de 200 a 5670 mg 100 g⁻¹ EAG em matéria seca, com diferenças entre as regiões de crescimento e estádios de maturação (BORGES, 2013; BORGES et al, 2011; RUFINO et al., 2010).

Os ácidos benzoico, cafeico, clorogênico, ferúlico, gálico, protocatecuico, p-cumárico, siríngico, vanílico, sinapínico e os flavonoides catequina, epicatequina, quercetina e rutina são os compostos fenólicos já identificados em frutos de juçara (BORGES et al., 2011; BORGES et al., 2013; BICUDO; RIBANI; BETA, 2014). No entanto, não há relatos na literatura sobre as mudanças no perfil dos compostos fenólicos nos frutos de juçara produzidos em Santa Catarina durante o ciclo de maturação.

Considerando a crescente importância dos frutos de juçara no Estado de Santa Catarina, o potencial antioxidante desses frutos e a associação entre o consumo de frutas com a redução da incidência de doenças crônicas, além da necessidade de definição de um estágio ideal para colheita dos frutos de juçara, visando a valorização dos aspectos nutricionais e comerciais, o presente trabalho objetivou avaliar o perfil de compostos fenólicos dos frutos da palmeira juçara em diferentes estádios de maturação.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Reagentes e soluções

Todos os reagentes utilizados possuíam pureza analítica e todas as soluções foram preparadas usando água desionizada de alta pureza (18.2 M Ω cm) obtida pelo sistema de ultra purificação de água Milli Q (Millipore, Bedford, EUA). Hexano, éter etílico e hidróxido de sódio foram adquiridos da Vetec (Rio de Janeiro, Brasil). Metanol, ácido clorídrico e ácido fórmico foram obtidos da Sigma-Aldrich Chemical Co. (St. Louis, MO, EUA). Os padrões de fenólicos (ácido 4-aminobenzoico, ácido salicílico, ácido cinâmico, ácido p-anísico, ácido mandélico, vanilina, ácido 4-hidroximetilbenzoico, ácido 3,4 dihidroxibenzoico, umbeliferona, ácido 4-hidroxicinâmico, ácido metoxifenilacético, ácido vanílico, ácido 4-metilumbeliferona,

coniferaldeído, ácido cafeico, siringaldeído, escopoletina, ácido gálico, protocatecuico, vanílico, p-cumárico, resveratrol, campferol, aromadendrina, hispidulina, quercetina, taxifolina, miricetina, rutina, ácido ferúlico, ácido siríngico, sinapaldeído, ácido sinápico, crisina, pinocembrina, apigenina, galangina, naringenina, eriodictiol, fustina, catequina, epicatequina, ácido elágico, carnosol, ácido clorogênico, ácido rosmarínico, isoquercetina, naringina) foram adquiridos da Sigma-Aldrich Chemical Co. (St. Louis, MO, EUA) e Fluka Chemie AG (Buchs, Suíça).

2.2 Amostragem

Os frutos de juçara foram coletados no bairro Costeira do Pirajubaé, Florianópolis, Santa Catarina, Brasil, durante os meses de agosto a novembro de 2012, com intervalos de 7 a 17 dias, totalizando sete estádios de maturação. Foram coletados frutos de três palmeiras sadias com cachos que possibilitaram a coleta de 100 g de frutos ao longo de todos os estádios de maturação. A coleta dos frutos foi iniciada após a aparição de frutos vermelhos no cacho. Os frutos selecionados foram armazenados em embalagens plásticas e transportados em caixas térmicas ao Laboratório de Química de Alimentos da UFSC.

2.3 Preparo da amostra

A polpa dos frutos (epicarpo e mesocarpo) foi separada manualmente e passou por processo de branqueamento por imersão (85 ± 2 °C por 10 minutos). Em seguida, foi submetida ao processo de secagem em estufa de ar circulante (Fabbe 170, São Paulo, Brasil) a 45 ± 2 °C durante 12 horas (BORGES et al., 2013), resfriada em dessecador e triturada em moinho ultra centrífugo (Retsch Z200, Haan, Alemanha) com peneira de 1 mm a uma velocidade de 10000 rpm. Em seguida, as amostras foram armazenadas em freezer a -18 ± 2 °C.

2.4 Extração dos compostos fenólicos

Amostras desidratadas e trituradas (1 g) foram transferidas para tubos de Falcon de 50mL, adicionadas de 25 mL de hexano e desengorduradas com auxílio de banho ultrassom (Unique 1400A, São Paulo, Brasil) por 15 minutos a 25 °C, seguida de centrifugação a 2000 g (Fanem 280R, São Paulo, Brasil) por 15 minutos. O sobrenadante foi então removido e o resíduo submetido a uma segunda extração com

hexano (BORGES et al., 2013). A polpa desengordurada foi submetida a arraste com nitrogênio (N_2) para remoção completa do solvente.

O preparo dos extratos para quantificação dos compostos fenólicos foi realizado de acordo com metodologia proposta por Borges (2013), como segue: as massas de amostras previamente desengorduradas (1g) foram adicionadas de 5 mL de metanol e 5 mL de HCl 6 mol L^{-1} e submetidas à hidrólise ácida a 85 °C por 30 minutos em estufa (Labor SP 400/1, São Paulo, Brasil). Em seguida, a solução foi ajustada a pH 2 com NaOH 6 mol L^{-1} e submetida a extração por partição com 10 mL de éter etílico. O extrato foi centrifugado a 3000 g por 10 minutos (Fanem 280R, São Paulo, Brasil). O resíduo foi submetido a mais dois ciclos de partição com éter etílico, os sobrenadantes combinados, rotaevaporados até completa secagem (Fisatom 802, São Paulo, Brasil) e o extrato residual suspenso em metanol e seu volume aferido para 1mL, centrifugado durante 4 minutos a 14000g (Eppendorf 22331, Hamburgo, Alemanha), diluídos 10 vezes em metanol:água (70:30) para injeção em sistema HPLC-ESI-MS/MS.

2.5 Análise dos compostos fenólicos por HPLC-ESI-MS/MS

A separação cromatográfica e análise espectrométrica das massas foram realizadas em um cromatógrafo líquido de alta eficiência, modelo 1200 Series (Agilent Technologies, Alemanha) acoplado a espectrômetro de massas com analisador triploquadropolo e *ion trap* linear, modelo Q Trap 3200 (Applied Biosystems/MDS Sciex, Canada). Os experimentos foram realizados utilizando fonte de ionização por eletrospray TurboIonSprayTM (Applied Biosystems/MDS Sciex, Canada) em modo negativo. O *software Analyst* versão 1.5.1 foi usado para aquisição e tratamento dos dados obtidos. Os compostos foram separados em coluna SynergiTM (4.0 μm , 2.0 x 150 mm d.i.; Phenomenex, USA). A fase móvel consistiu de uma solução de metanol 95 % e água 5 % (A) e de água com ácido fórmico 0,1 % (B). A separação foi realizada a 30 °C utilizando eluição por gradiente segmentado de acordo com as seguintes etapas: 0 – 5 min, 10 % A; 5 – 7 min, 90 % A; 7 – 10 min, 90 % A; 10 – 17 min, 10 % A. O fluxo utilizado foi de 250 $\mu L min^{-1}$ e o volume de injeção foi de 10 μL . Os compostos foram monitorados utilizando monitoramento de reações múltiplas (MRM). A identificação dos compostos fenólicos foi realizada com base no tempo de retenção, íon precursor e seus fragmentos através da comparação com os respectivos padrões disponíveis comercialmente. A otimização dos parâmetros do espectrômetro de massas foi realizada

por infusão direta de soluções contendo cada composto de interesse individualmente. A quantificação foi realizada monitorando um íon quantitativo selecionado para cada composto e utilizando curva de calibração construída em razão dos compostos previamente identificados. Os resultados de concentração dos compostos nas amostras foram expressos em mg por 100g de polpa (epicarpo e mesocarpo) seca desengordurada.

2.6 Análise estatística

Os resultados foram reportados como média \pm desvio padrão. Para identificar diferenças significativas entre as médias foi utilizado o teste de Tukey. A análise de componentes principais foi realizada para demonstrar os agrupamentos de amostras e suas variáveis. Todas as análises foram realizadas utilizando o software STATISTICA 7.0, admitindo nível de significância de 5% ($p < 0,05$).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A Tabela 15 apresenta os parâmetros do espectrômetro de massas obtidos pela infusão dos padrões de compostos fenólicos.

Tabela 15 - Parâmetros do espectrômetro de massas obtidos para os compostos fenólicos testados

	DP	EP	CEP	CE	CXP
4-aminobenzóico	-20,00	-9,50	-10,00	-16,00	-2,00
Ácido salicílico	-25,00	-2,50	-10,00	-24,00	-2,00
Ácido cinâmico	-25,00	-9,00	-10,00	-16,00	-2,00
Ácido gálico	-25,00	-11,00	-12,00	-20,00	-4,00
Ácido protocatecuico	-26,00	-9,00	-17,32	-17,00	-4,00
Ácido p-cumárico	-21,00	-4,00	-17,69	-13,00	-6,00
Taxifolina	-95,00	-10,50	-16,00	-30,00	-2,00
Rutina	-31,00	-5,00	-34,19	-27,00	-6,00
Quercetina	-80,00	-6,00	-14,00	-32,00	0,00
Resveratrol	-50,00	-8,50	-18,00	-24,00	-4,00
Miricetina	-65,00	-4,50	-18,00	-34,00	-2,00
Aromadendrina	-45,00	-4,00	-16,00	-32,00	-2,00
Hispidulina	-50,00	-7,00	-22,00	-14,00	-4,00
Campferol	-75,00	-4,50	-16,00	-62,00	-2,00
Ácido p-anísico	-25,00	-5,00	-10,00	-18,00	-2,00
Ácido mandélico	-20,00	-7,50	-10,00	-12,00	-2,00
Vanilina	-25,00	-3,00	-14,00	-14,00	-2,00

continua

	DP	EP	CEP	CE	CXP
Ácido 4 – hidroximetilbenzoico	-30,00	-6,50	-10,00	-18,00	-2,00
Ácido 3,4 hidroximetilbenzoico	-30,00	-7,00	-10,00	-20,00	-2,00
Umbeliferona	-55,00	-4,50	-10,00	-22,00	-4,00
4-hidroxicinâmico	-25,00	-10,50	-12,00	-20,00	-2,00
Ácido metoxifenilacético	-10,00	-10,00	-10,00	-6,00	-2,00
Ácido vanílico	-30,00	-7,00	-10,00	-18,00	-2,00
4-metilumbeliferona	-45,00	-10,50	-10,00	-28,00	-2,00
Coniferaldeído	-25,00	-10,00	-12,00	-20,00	-2,00
Ácido cafeico	-30,00	-11,00	-10,00	-22,00	-2,00
Siringaldeído	-25,00	-4,50	-10,00	-20,00	-4,00
Escopoletina	-35,00	-4,00	-12,00	-14,00	-2,00
Ácido ferúlico	-40,00	-7,00	-10,00	-24,00	-2,00
Ácido siríngico	-30,00	-10,50	-12,00	-28,00	-2,00
Sinalpadeído	-30,00	-3,00	-12,00	-22,00	-2,00
Ácido sinápico	-30,00	-12,00	-16,00	-22,00	0,00
Crisina	-65,00	-10,00	-20,00	-52,00	-2,00
Pinocembrina	-60,00	-12,00	-22,00	-54,00	-2,00
Apigenina	-75,00	-9,00	-14,00	-46,00	-2,00
Galangina	-75,00	-8,50	-16,00	-64,00	-10,00
Naringenina	-60,00	-4,50	-12,00	-28,00	-2,00
Carnosol	-75,00	-5,00	-16,00	-16,00	-4,00
Ácido clorogênico	-25,00	-5,00	-24,00	-28,00	-2,00
Ácido rosmarínico	-50,00	-3,00	-18,00	-28,00	-4,00
Isoquercetina	-245,00	-3,00	-48,00	-44,00	-2,00
Naringina	-250,00	-4,00	-36,00	-52,00	-2,00
Eriodictiol	-75,00	-9,50	-16,00	-36,00	-4,00
Fustina	-45,00	-4,00	-14,00	-38,00	-2,00
Catequina	-55,00	-4,50	-14,00	-34,00	-4,00
Epicatequina	-290,00	-4,00	-16,00	-40,00	-2,00
Ácido elágico	-50,00	-10,50	-16,00	-58,00	0,00

DP - Potencial de desagregação; EP – Potencial de entrada; CEP – Potencial de entrada da célula de colisão; CE – Energia de colisão; CXP - Potencial de saída da célula de colisão.

Fonte: próprio autor.

A partir das informações obtidas nos espectros de massas e dos tempos de retenção dos padrões listados na Tabela 15 e das amostras, foi possível identificar 11 compostos fenólicos presentes nas amostras de frutos da palmeira juçara (*Euterpe edulis*), sendo 3 da classe dos ácidos fenólicos (protocatecuico, *p*-cumárico e gálico), 7 flavonoides

(campferol, aromadendrina, hispidulina, quercetina, taxifolina, miricetina e rutina) e 1 estilbeno (resveratrol) (Tabela 16).

Tabela 16 - Íon precursor, íon quantitativo e tempo de retenção dos compostos fenólicos identificados nas amostras de frutos de juçara (*Euterpe edulis*)

Composto	Íon precursor (<i>m/z</i>) Q1	Íon quantitativo (<i>m/z</i>) Q3	Tempo de retenção (minutos)
Ácido gálico	168,836	124,1	3,98
Ácido protocatecuico	153,019	109	6,95
Ácido <i>p</i> -cumárico	163,04	119	10,46
Taxifolina	302,815	120,70	10,70
Rutina	609,147	301,00	10,72
Quercetina	301,01	149,30	10,84
Resveratrol	226,875	181,60	11,14
Miricetina	316,875	150,60	11,24
Aromadendrina	286,824	123,90	11,29
Hispidulina	298,825	282,70	12,12
Campferol	284,808	62,60	12,34

Fonte: próprio autor.

Os frutos da palmeira juçara estudados no presente trabalho apresentaram um maior número de compostos da classe dos flavonoides do que outros estudos realizados com frutos de juçara (BICUDO; RIBANI; BETA, 2014; BORGES et al., 2011; BORGES et al., 2013), sendo que campferol, aromadendrina, hispidulina, taxifolina e miricetina ainda não tinham sido identificados em frutos de juçara, assim como o resveratrol.

O resveratrol e os flavonoides rutina, aromadendrina, hispidulina e miricetina também não estão descritos em estudos com os frutos do açaizeiro (*Euterpe oleracea*), apesar de mais amplamente estudados em relação a perfil de fenólicos (DEL POZO-INSFRAN; BRENES; TALCOTT, 2004; DEL POZO-INSFRAN; PERCIVAL; TALCOTT, 2006; GALLORI et al., 2004; GIRONÉS-VILAPLANA et al., 2014; GORDON et al., 2012; KANG et al., 2010; PACHECO-PALENCIA; DUNCAN; TALCOTT, 2009; PACHECO-PALENCIA; HAWKEN; TALCOTT, 2007; PACHECO-PALENCIA; MERTENS-TALCOTT; TALCOTT, 2008; SCHAUSS et al., 2006).

A Tabela 17 mostra os parâmetros utilizados para a quantificação dos compostos fenólicos estudados nas amostras, obtidos a partir dos dados de calibração dos padrões.

Tabela 17 - Regressão linear, coeficiente de determinação (R^2), limites de detecção (LOD) e limites de quantificação (LOQ) utilizados para os compostos fenólicos previamente identificados

Composto	Regressão linear	R^2	LOD (mg L ⁻¹)	LOQ (mg L ⁻¹)
Ácido gálico	$y = 36127x + 251,26$	0,9969	0,099	0,329
Ácido protocatecuico	$y = 2067541x - 359,84$	0,9927	0,013	0,042
Ácido cumárico	$y = 2353066,56x - 267,76$	0,9938	0,016	0,053
Taxifolina	$y = 6807,7x + 711,39$	0,9953	0,133	0,444
Rutina	$y = 125870x + 550,66$	0,9987	0,032	0,107
Quercetina	$y = 7033,4x + 428,02$	0,9946	0,113	0,387
Resveratrol	$y = 11155x - 590,35$	0,9927	0,189	0,632
Miricetina	$y = 223443x + 255,36$	0,9953	0,027	0,090
Aromadendrina	$y = 43202x - 275,97$	0,9934	0,038	0,127
Hispidulina	$y = 17602x + 318,82$	0,9955	0,112	0,375
Campferol	$y = 34384x - 377,26$	0,9941	0,046	0,153

Fonte: próprio autor.

A Tabela 18 apresenta o conteúdo, expresso como média \pm desvio padrão, dos ácidos fenólicos e flavonoides ao longo da maturação nas amostras estudadas. A Figura 19 ilustra o comportamento das três palmeiras ao longo da maturação. O ácido protocatecuico foi o ácido fenólico predominante (0,80 – 3,40 mg 100g⁻¹ de matéria seca) em todos os estádios de maturação. Já entre os flavonoides, se destacaram a aromadendrina e a taxifolina, com valores que variaram de 1,81 a 8,68 e 0,70 a 3,70 mg 100g⁻¹ de matéria seca, respectivamente.

Borges et al. (2011) também encontraram o ácido protocatecuico como predominante nos frutos de juçara, entretanto estudos com os frutos do açaizeiro, mostram este ácido fenólico como um dos compostos presentes em menor concentração (PACHECO-PALENCIA; DUNCAN; TALCOTT, 2009; PACHECO-PALENCIA; HAWKEN; TALCOTT, 2007). O mesmo ocorre com a taxifolina, que no presente estudo corresponde em média a 20 % da concentração total dos compostos avaliados, e nos frutos do açaizeiro é um dos flavonoides de menor teor encontrado (GORDON et al., 2012). E a aromadendrina, que corresponde de 20 a 50 % do total de fenólicos nas amostras

estudadas, não está descrita em outros estudos realizados com frutos de juçara e com açaí.

O resveratrol, seguido do ácido gálico e dos flavonoides miricetina e rutina, apresentaram as menores concentrações na maioria dos estádios de maturação dos frutos de juçara coletados nas três palmeiras estudadas. O ácido gálico também foi um dos compostos de menor concentração encontrados em outro estudo com frutos de juçara (BICUDO; RIBANI; BETA, 2014) e nos frutos do açaizeiro (GORDON et al., 2012) estudados durante o ciclo de maturação.

Tabela 18 - Conteúdo dos compostos fenólicos identificados (mg 100g⁻¹ de matéria seca) em diferentes palmeiras e estádios de maturação

PALMEIRA 1							
Estádio de maturação							
	1	2	3	4	5	6	7
Ácido gálico	<LOD	0,32 ± 0,03 ^a	<LOD	0,12 ± 0,00 ^c	<LOD	<LOD	0,19 ± 0,02 ^b
Ácido protocatecuico	0,80 ± 0,06 ^a	2,56 ± 0,10 ^c	2,71 ± 0,27 ^{bc}	3,40 ± 0,15 ^b	2,14 ± 0,01 ^c	2,38 ± 0,18 ^c	2,64 ± 0,35 ^c
Ácido p-cumárico	0,16 ± 0,02 ^c	0,27 ± 0,01 ^d	0,43 ± 0,01 ^b	0,05 ± 0,00 ^a	0,29 ± 0,02 ^d	0,23 ± 0,01 ^{cd}	0,33 ± 0,05 ^{bd}
Taxifolina	<LOD	1,48 ± 0,08 ^c	3,22 ± 0,42 ^{ab}	3,70 ± 0,02 ^a	1,37 ± 0,04 ^c	1,20 ± 0,13 ^c	2,58 ± 0,17 ^b
Rutina	<LOD	0,11 ± 0,00 ^c	0,14 ± 0,01 ^c	<LOD	0,32 ± 0,02 ^b	0,43 ± 0,02 ^a	0,29 ± 0,01 ^b
Quercetina	0,65 ± 0,16 ^b	0,67 ± 0,10 ^{ab}	0,54 ± 0,01 ^b	0,14 ± 0,01 ^c	1,15 ± 0,08 ^b	1,24 ± 0,08 ^a	1,01 ± 0,02 ^{ab}
Resveratrol	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ
Miricetina	0,07 ± 0,00 ^a	0,03 ± 0,00 ^b	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	0,07 ± 0,00 ^a
Aromadendrina	2,27 ± 0,36 ^b	3,61 ± 0,05 ^{bc}	3,95 ± 0,15 ^c	6,27 ± 0,65 ^a	2,87 ± 0,11 ^{bc}	2,73 ± 0,04 ^{bc}	4,22 ± 0,07 ^c
Hispidulina	0,14 ± 0,00 ^d	0,24 ± 0,01 ^{bc}	0,34 ± 0,02 ^a	0,22 ± 0,01 ^{bc}	0,18 ± 0,00 ^{cd}	0,28 ± 0,00 ^e	0,27 ± 0,01 ^e
Campferol	0,16 ± 0,00 ^a	0,88 ± 0,02 ^b	0,60 ± 0,05 ^{cd}	0,95 ± 0,07 ^b	0,66 ± 0,06 ^d	0,48 ± 0,01 ^e	0,78 ± 0,02 ^c
PALMEIRA 2							
Estádio de maturação							
	1	2	3	4	5	6	7
Ácido gálico	-	0,18 ± 0,01 ^d	0,31 ± 0,03 ^a	0,17 ± 0,00 ^{de}	0,17 ± 0,02 ^d	0,12 ± 0,00 ^e	0,23 ± 0,02 ^c
Ácido protocatecuico	-	4,42 ± 0,72 ^a	2,86 ± 0,16 ^b	1,62 ± 0,05 ^d	1,85 ± 0,29 ^{cd}	2,20 ± 0,10 ^{bcd}	2,41 ± 0,24 ^{bc}
Ácido p-cumárico	-	0,40 ± 0,06 ^a	0,35 ± 0,03 ^a	0,09 ± 0,0 ^b	0,09 ± 0,00 ^b	0,15 ± 0,01 ^b	0,18 ± 0,01 ^b
Taxifolina	-	1,75 ± 0,08 ^c	4,26 ± 0,10 ^a	0,70 ± 0,01 ^b	1,16 ± 0,10 ^b	1,79 ± 0,15 ^c	2,00 ± 0,23 ^c
Rutina	-	<LOD	<LOD	0,16 ± 0,01 ^b	0,16 ± 0,01 ^b	0,13 ± 0,01 ^b	0,25 ± 0,02 ^a
Quercetina	-	0,48 ± 0,02 ^d	0,27 ± 0,00 ^d	1,45 ± 0,12 ^c	1,64 ± 0,23 ^c	1,01 ± 0,05 ^b	2,37 ± 0,02 ^a
Resveratrol	-	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ
Miricetina	-	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD
Aromadendrina	-	1,93 ± 0,42 ^c	8,68 ± 0,45 ^a	4,21 ± 0,38 ^b	2,22 ± 0,21 ^c	2,56 ± 0,28 ^c	3,15 ± 0,36 ^{bc}
Hispidulina	-	0,18 ± 0,02 ^c	0,20 ± 0,01 ^c	<LOD	0,12 ± 0,00 ^b	0,17 ± 0,01 ^{bc}	0,19 ± 0,02 ^c
Campferol	-	0,18 ± 0,04 ^c	0,31 ± 0,03 ^b	0,15 ± 0,00 ^c	0,25 ± 0,03 ^{bc}	0,32 ± 0,03 ^b	0,48 ± 0,02 ^a

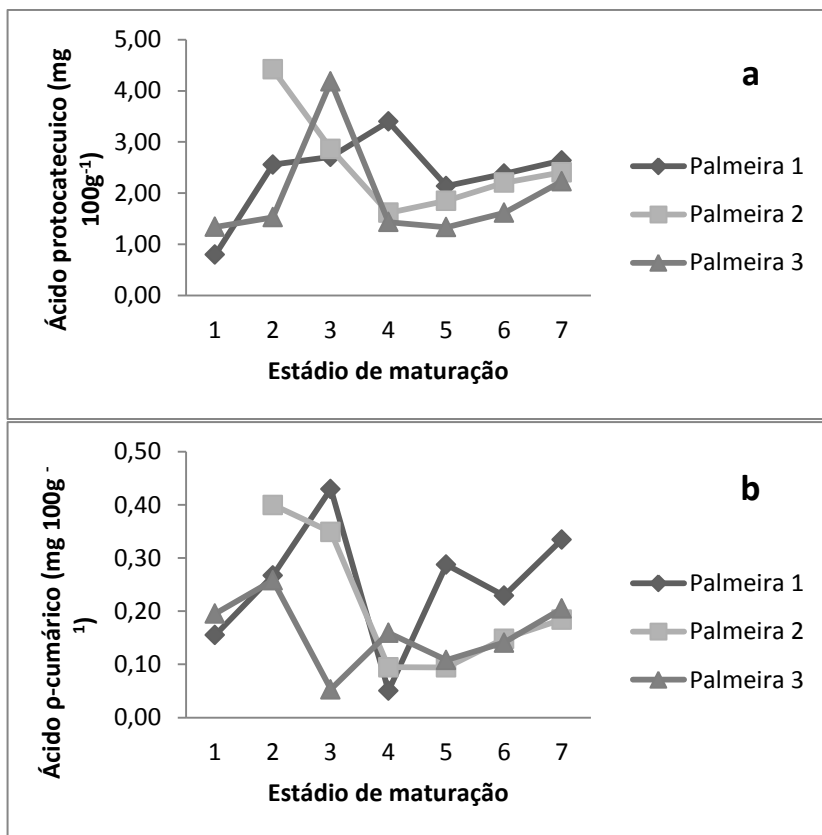
continua

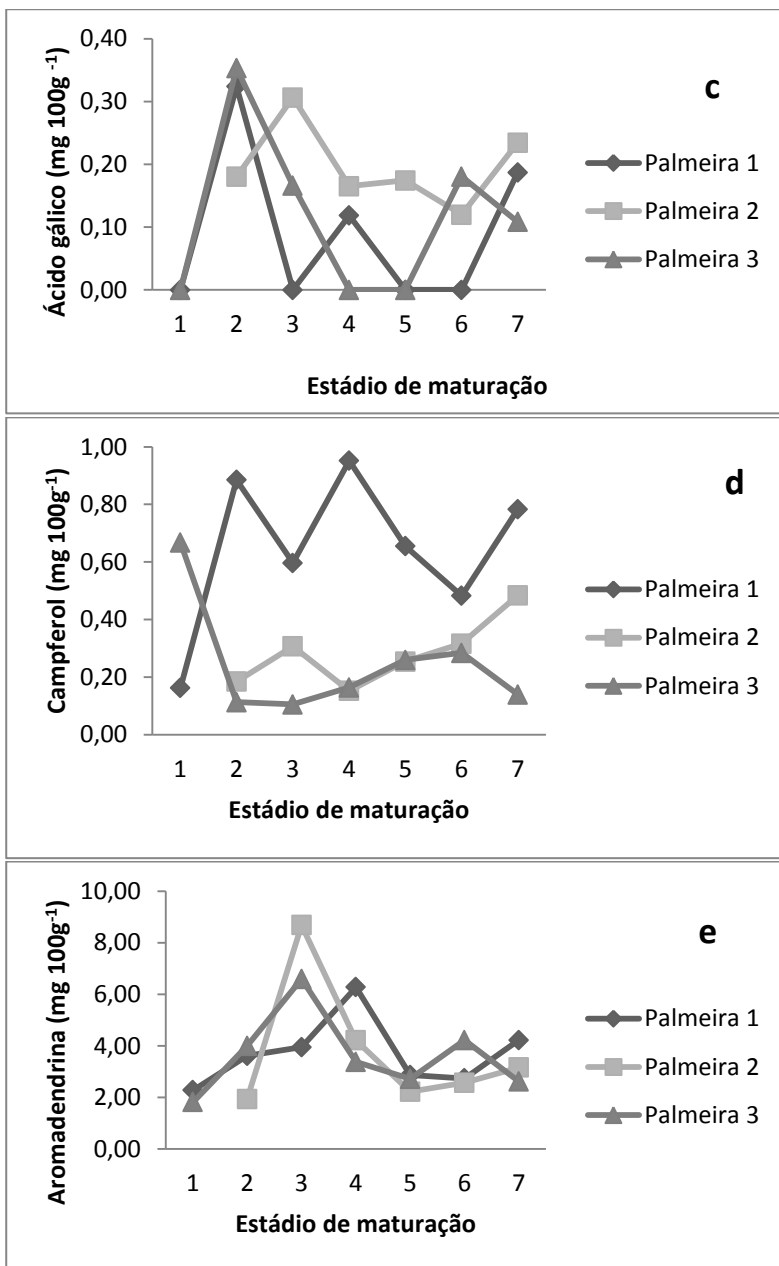
Palmeira 3							
	Estádio de maturação						
	1	2	3	4	5	6	7
Ácido gálico	<LOD	0,35 ± 0,01 ^a	0,20 ± 0,02 ^c	<LOD	<LOD	0,18 ± 0,01 ^c	0,11 ± 0,00 ^b
Ácido protocatecuico	1,34 ± 0,09 ^c	1,53 ± 0,12 ^c	4,20 ± 0,23 ^a	1,44 ± 0,05 ^c	1,34 ± 0,08 ^c	1,62 ± 0,04 ^c	2,23 ± 0,13 ^b
Ácido p-cumárico	0,20 ± 0,04 ^{bd}	0,26 ± 0,00 ^b	0,10 ± 0,02 ^a	0,16 ± 0,00 ^{cd}	0,11 ± 0,00 ^{ac}	0,14 ± 0,00 ^{cd}	0,21 ± 0,01 ^{bd}
Taxifolina	2,71 ± 0,69 ^a	1,97 ± 0,12 ^{ab}	2,60 ± 0,22 ^a	1,37 ± 0,09 ^{ab}	1,46 ± 0,02 ^{ab}	0,97 ± 0,07 ^b	1,24 ± 0,09 ^b
Rutina	0,04 ± 0,00 ^c	<LOD	<LOD	<LOD	0,09 ± 0,01 ^b	0,09 ± 0,01 ^b	0,14 ± 0,01 ^a
Quercetina	0,30 ± 0,01 ^b	0,62 ± 0,02 ^{cd}	0,30 ± 0,06 ^b	0,72 ± 0,07 ^c	0,56 ± 0,01 ^a	0,63 ± 0,01 ^{cd}	1,07 ± 0,02 ^a
Resveratrol	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ	<LOQ
Miricetina	0,10 ± 0,01	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD	<LOD
Aromadendrina	1,81 ± 0,07 ^e	4,00 ± 0,29 ^{bc}	6,60 ± 0,67 ^a	3,37 ± 0,15 ^{bcd}	2,71 ± 0,29 ^{cde}	4,22 ± 0,04 ^b	2,61 ± 0,25 ^{de}
Hispidulina	0,16 ± 0,00 ^{cd}	0,15 ± 0,01 ^d	0,3 ± 0,03 ^{bc}	<LOD	0,27 ± 0,01 ^b	0,22 ± 0,04 ^{bcd}	0,15 ± 0,01 ^d
Campferol	0,67 ± 0,01 ^a	0,11 ± 0,00 ^c	0,10 ± 0,00 ^c	0,16 ± 0,02 ^c	0,26 ± 0,04 ^b	0,28 ± 0,02 ^b	0,14 ± 0,02 ^c

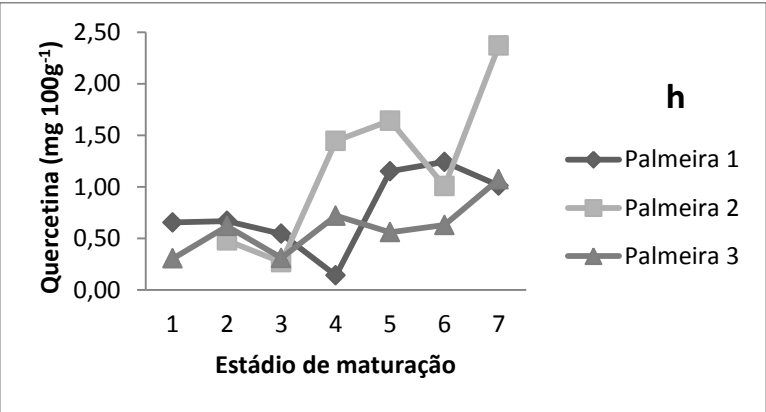
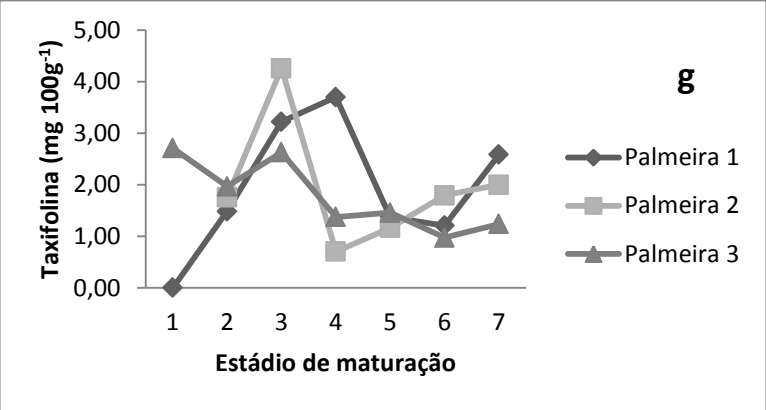
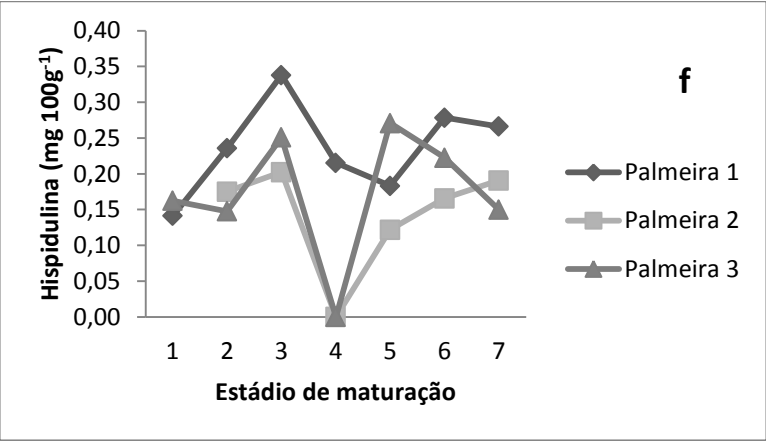
Resultados expressos como média ± desvio padrão (n=2). ^{a-e} Letras diferentes na mesma linha indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey (p < 0,05). Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

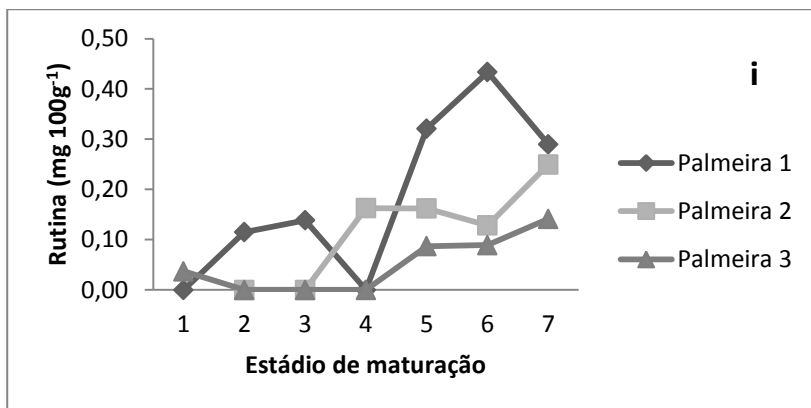
Fonte: próprio autor.

Figura 19 - Conteúdo dos compostos fenólicos (mg 100g⁻¹ em matéria seca) (a) ácido protocatecuico, (b) ácido p-cumárico, (c) ácido gálico, (d) campferol, (e) aromadendrina, (f) hispidulina, (g) taxifolina, (h) quercetina e (i) rutina em frutos de juçara em diferentes palmeiras e estádios de maturação









Fonte: próprio autor.

Como mostra a Figura 19, o conteúdo dos compostos fenólicos estudados apresenta grandes oscilações, ocorrendo aumento e redução ao longo da maturação. No entanto, observa-se que os ácidos fenólicos apresentaram um pico nos estádios de maturação 2 e 3 na maioria das amostras estudadas. Os flavonoides, em sua maioria, apresentaram os picos de concentração nos estádios 3 e 4, com exceção da rutina e quercetina, que apresentaram os maiores teores no final do ciclo de maturação (estádio 6 na palmeira 1 e estágio 7 nas palmeiras 2 e 3).

No estudo realizado por Bicudo, Ribani e Beta (2014) que avaliou os ácidos fenólicos dos frutos de juçara em seis estádios de maturação, também se observou ausência de um padrão, sendo que seis dos dez ácidos fenólicos estudados apresentaram as maiores concentrações no início da maturação e os demais foram maiores nos frutos mais maduros.

Em açai, Gordon et al. (2012) ao estudarem fenólicos durante o ciclo de maturação encontraram as maiores concentrações, tanto de ácidos fenólicos quanto de flavonoides, nos frutos imaturos.

A evolução dos compostos fenólicos em frutas ao longo da maturação ocorre de forma diferente, podendo ser dependente das classes fenólicas (GONZÁLEZ-AGUILAR et al., 2010). O mesmo comportamento dos compostos fenólicos durante a maturação dos frutos de juçara foi observado em outros frutos. Romã (FAWOLE; OPARA, 2013), morango (AABY et al., 2012) e nêspas (GRUZ et al., 2011) também apresentaram tendência de decréscimo para alguns fenólicos e aumento para outros.

As vias metabólicas de síntese de compostos fenólicos são particularmente complexas e variam principalmente em resposta a estímulos ambientais (HUI, 2010). Entre os vários fatores que podem interferir no conteúdo de compostos fenólicos nas plantas estão a sazonalidade, a temperatura, a disponibilidade hídrica, a radiação ultravioleta, a disponibilidade de nutrientes, os danos mecânicos e o ataque de patógenos (TAIZ; ZEIGER, 2009).

O decréscimo do conteúdo dos fenólicos entre o primeiro e o último estágio de maturação pode estar relacionado com a utilização destes compostos como fonte de energia no processo respiratório celular e, também, como fonte de carbono na síntese de açúcares (GONZÁLEZ-AGUILAR et al., 2010; GRUZ et al., 2011). Além disso, com o avanço da maturação ocorrem reações de polimerização (condensação) dos compostos fenólicos, os quais são responsáveis pela adstringência, comum em frutas imaturas (KLUGE et al, 2002).

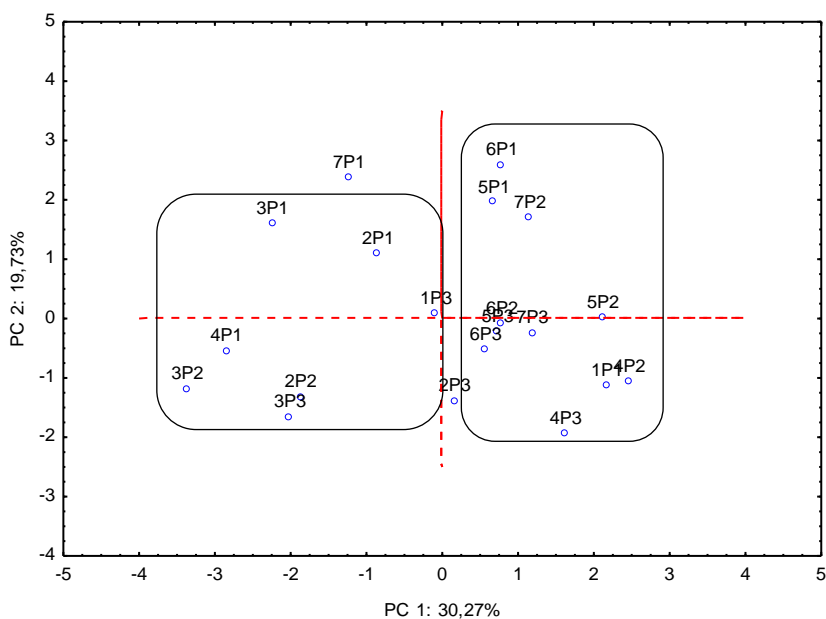
O aumento nas concentrações dos flavonoides quercetina e rutina ao longo da maturação dos frutos de juçara pode estar relacionado com a alta atividade antioxidante desses frutos, visto que Borges (2013) encontrou maior atividade antioxidante no final do ciclo de maturação dos frutos de juçara. Kang et al. (2010) ao estudar a capacidade antioxidante de flavonoides isolados dos frutos do açaizeiro (*Euterpe oleracea*) encontrou a quercetina como um dos compostos fenólicos de maior capacidade antioxidante. A relevante capacidade antioxidante da rutina também está descrita na literatura (JIANG et al., 2007; LIN; LAY, 2013; YANG; GUO; YUAN, 2008).

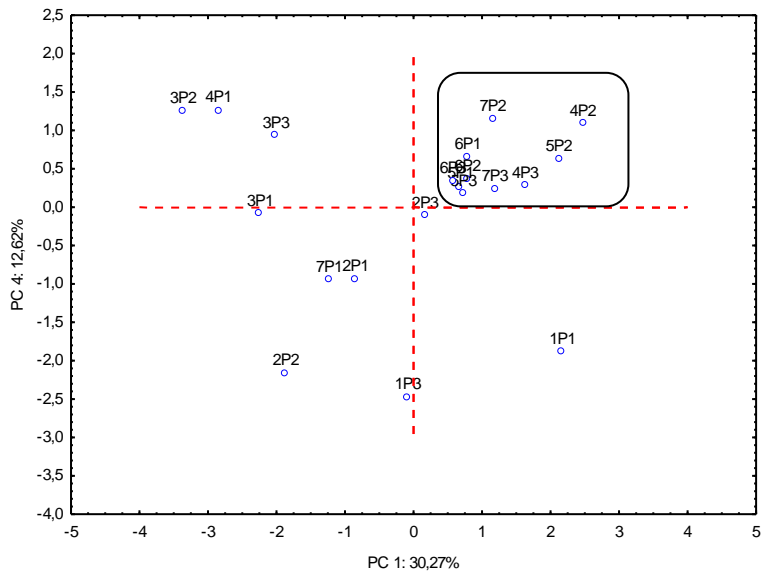
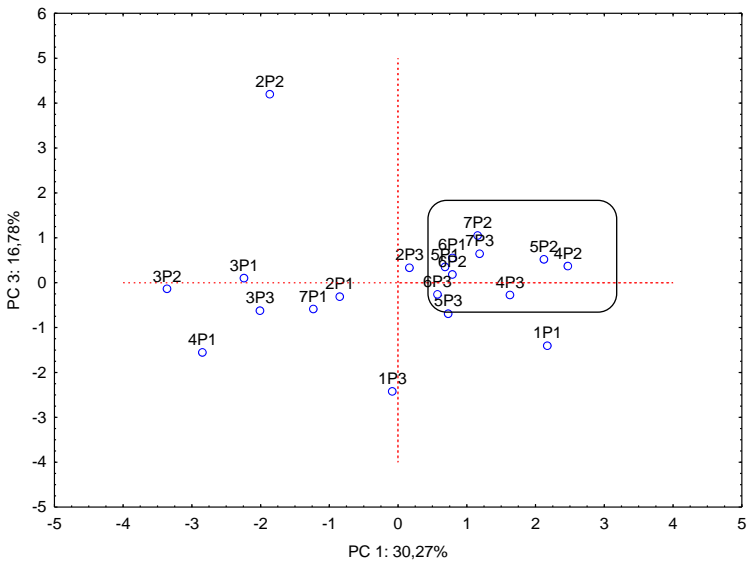
A fim de verificar tendências de agrupamentos, o conjunto de dados apresentado na Tabela 18 foi submetido à Análise de Componentes Principais (PCA).

A PCA mostrou que 79,40 % das informações podem ser representadas por quatro componentes principais. Observando-se a distribuição das amostras, no espaço das PCs (Figura 20), nota-se que PC1 (com 30,27 % da variância) separa as amostras de juçara de acordo com os estádios de maturação. Em todos os gráficos, a maioria das amostras coletadas no segundo e terceiro estágio de maturação foram agrupadas na parte negativa da PC1, e a maioria das amostras coletadas a partir do quarto estágio foram agrupadas na parte positiva da PC1. As variáveis dominantes para PC1 foram o ácido protocatecuico ($r = -0,74$), a aromadendrina ($r = -0,65$), a hispidulina ($r = -0,59$), a quercetina ($r = 0,63$) e a taxifolina ($r = -0,87$) (Tabela 19). Desta forma, as amostras coletadas no segundo e terceiro estágio de maturação, em geral, apresentaram concentrações mais baixas de quercetina e maiores

concentrações de ácido protocatecuico, aromadendrina, hispidulina e taxifolina enquanto as amostras coletadas a partir do quarto estágio de maturação, em sua maioria, apresentaram concentrações mais elevadas de quercetina e mais baixas de ácido protocatecuico, aromadendrina, hispidulina e taxifolina.

Figura 20 - Análise dos componentes principais para o perfil de compostos fenólicos em frutos de juçara (*Euterpe edulis*)





Fonte: próprio autor.

Tabela 19 - Pesos das variáveis para cada componente principal (PC) dos compostos fenólicos em frutos de juçara

Variável	PC1	PC2	PC3	PC4
Ácido protocatecuico	-0,74	0,01	0,46	0,12
Ácido p-cumárico	-0,44	0,36	0,43	-0,39
Ácido gálico	-0,32	-0,26	0,79	-0,37
Campferol	-0,41	0,66	-0,34	-0,10
Aromadendrina	-0,65	-0,26	-0,23	0,55
Hispidulina	-0,59	0,55	-0,08	-0,04
Quercetina	0,64	0,45	0,34	0,29
Taxifolina	-0,87	0,03	-0,18	0,20
Miricetina	-0,03	0,08	-0,56	-0,69
Rutina	0,29	0,87	0,16	0,21

Fonte: próprio autor.

4 CONCLUSÃO

A análise dos frutos da palmeira juçara por HPLC-ESI-MS/MS identificou a presença de ácidos fenólicos (protocatecuico, p-cumárico e gálico), flavonoides (aromadendrina, campferol, hispidulina, quercetina, taxifolina, miricetina e rutina) e estilbeno (resveratrol), sendo que o ácido protocatecuico, a aromadendrina e a taxifolina foram os compostos que apresentaram as maiores concentrações. Os resultados mostraram que o perfil de fenólicos nos frutos de juçara pode ser influenciado pelo estágio de maturação dos frutos. Os ácidos fenólicos e os flavonoides apresentaram as maiores concentrações, em sua maioria, nos frutos coletados até o terceiro estágio de maturação. No entanto, os flavonoides rutina e quercetina, apresentaram os maiores teores a partir do quinto estágio de maturação, o que indica que ambos os compostos são os principais contribuintes para a ingestão dietética de compostos antioxidantes a partir dos frutos mais maduros.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados encontrados neste trabalho mostram que a concentração de minerais e compostos fenólicos nos frutos da palmeira juçara pode variar de acordo com o estágio de maturação e também entre as palmeiras.

Com este estudo foi possível avaliar o ciclo de maturação dos frutos de juçara e fornecer dados que contribuam para a definição do período ideal de colheita.

A variabilidade das concentrações dos minerais determinados entre as palmeiras pode sugerir uma relação do solo de plantio das mesmas com a qualidade nutricional dos frutos. No entanto, seria necessária a determinação dos elementos nos solos a fim de verificar a correlação existente.

A bioacessibilidade dos minerais estudados também apresentou variação durante o ciclo de maturação dos frutos, sugerindo relação com a concentração de compostos que formam complexos com os elementos. Estudos sobre as variações de outros nutrientes e de fatores antinutricionais ao longo da maturação podem contribuir para o esclarecimento do comportamento observado nos frutos de juçara.

Os resultados de bioacessibilidade obtidos mostraram que os frutos de juçara podem ser um importante alimento contribuinte de minerais essenciais em termos de necessidades diárias recomendadas, devendo sua ingestão ser encorajada para amenizar os diversos problemas de saúde que podem ser causados pela desnutrição mineral.

Os resultados deste estudo também reforçam que o consumo dos frutos da palmeira juçara pode ser recomendado para maximizar a ingestão dietética de compostos antioxidantes, os quais podem trazer benefícios à saúde do consumidor, como a redução do risco de doenças cardiovasculares e câncer.

As informações dietéticas e de saúde obtidas reforçam a importância do incentivo ao cultivo e comercialização da polpa dos frutos de juçara produzidos no Estado de Santa Catarina como importante contribuinte de minerais essenciais e compostos antioxidantes na dieta.

Além disso, o conhecimento da influência da maturação sobre a composição mineral e fenólica dos frutos de juçara pode ser muito importante para as práticas agrícolas e para o desenvolvimento econômico desta fruta, considerando o uso dos mesmos como uma fonte promissora de renda a produtores familiares.

Torna-se de extrema importância a realização de estudos futuros com o objetivo de determinar a influência da maturação sobre outros compostos de relevância nutricional, bem como a avaliação da bioacessibilidade dos mesmos, a fim de apresentar mais parâmetros que definam o estágio de maturação ótimo para colheita, com melhor aproveitamento nutricional dos frutos. Estudos de efeitos *in vivo* também são necessários, visto que poderão reforçar a influência da ingestão dos frutos de juçara na promoção e manutenção da saúde.

REFERÊNCIAS

- AABY, K. et al. Phenolic compounds in strawberry (*Fragaria x ananassa* Duch.) fruits: composition in 27 cultivars and changes during ripening. **Food Chemistry**, v. 132, p. 86 - 97, 2012.
- ADEYEMI, O. S.; OLADIJI, A. T. Compositional changes in banana (*Musa ssp.*) fruits during ripening. **African Journal of Biotechnology**, v. 8, p. 858-859, 2009.
- AGUIAR, F. F. A. et al. **Produção de mudas de palmito juçara *Euterpe edulis* Mart.** São Paulo: Instituto de Botânica, 2002. 16 p.
- AGUILAR, M. V. et al. Calcium availability in breakfast cereals: effect of other food components. **European Food Research and Technology**, v. 235, p. 489–495, 2012.
- ALVES, M. R. P; DEMATTÊ, M. E. S. P. **Palmeiras: Características Botânicas e Evolução.** Campinas: Fundação Cargil, 1987. 129 p.
- ALVES, R. E. et al. Antioxidant activity measurement in tropical fruits: A case study with acerola. **Acta Horticulturae**, v. 773, p.299-305, 2008.
- AMMANN, A. A. Inductively coupled plasma mass spectrometry (ICP MS): a versatile tool. **Journal of Mass Spectrometry**, v. 42, p. 419–427, 2007.
- ARPADJAN, S. et al. Bioaccessibility of Cd, Cu, Fe, Mn, Pb, and Zn in hazelnut and walnut kernels investigated by an enzymolysis approach. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 61, p. 6086–6091, 2013.
- ARTS, I. C. W.; HOLLMAN, P. C. H. Polyphenols and disease risk in epidemiologic studies. **American Journal of Clinical Nutrition**, v. 81, p. 317-325, 2005.
- ASHMEAD, H. D. **Nutrição e Minerais Aminoácidos Quelatos.** São Paulo: Attar, 1996.

AWAD, M. **Fisiologia Pós-Colheita de Frutos**. São Paulo: Nobel, 1993. 114 p.

BAGHURST, K. Recomendações nutricionais para a população em geral. In: MANN, J.; TRUSWELL, A. S. **Nutrição Humana**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. v. 2, p. 583 – 601.

BALASUNDRAM, N.; SUNDRAM, K.; SAMMAN, S. Phenolic compounds in plants and agrindustrial by-products: antioxidant activity, occurrence, and potential uses. **Food Chemistry**, v. 99, p. 191–203, 2006.

BARRA, C. M. Especificação de arsênio - uma revisão. **Química Nova**, v. 23, p. 58-70, 2000.

BAYDAR, N. G.; OZKAN, G.; SAGDIC, O. Total phenolic contents and antibacterial activities of grape (*Vitis vinifera* L.) extracts. **Food Chemistry**, v. 15, p. 335–339, 2004.

BENITO, P.; MILLER, D. Iron absorption and bioavailability: an updated review. **Nutrition Research**, v. 18, p. 581-603, 1998.

BEYER, P. L. Ingestão: digestão, absorção, transporte e excreção de nutrientes. In: MAHAN, L. K.; ESCOTT-STUMP, S.; RAYMOND, J. L. **Krause: alimentos, nutrição e dietoterapia**. 13. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2012. p. 2 – 10.

BICUDO, M. O. P.; RIBANI, R. H.; BETA, T. Anthocyanins, phenolic acids and antioxidant properties of juçara fruits (*Euterpe edulis* M.) along the on-tree ripening process. **Plant Foods for Human Nutrition**, v. 69, p. 142–147, 2014.

BLENFORD, D. Food and Health. The regulatory position. **International Food Ingredients**, v. 1, p. 35 – 38, 1995.

BOBBIO, F. O. et al. Identificação e quantificação das antocianinas do fruto do açaizeiro (*Euterpe oleracea*). **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v. 3, p. 388-390, 2000.

BORGES, G. S. C. **Determinação de compostos bioativos e avaliação da atividade antioxidante das diferentes frações dos frutos de juçara**

(*Euterpe edulis* Mart.) cultivados no estado de Santa Catarina. 2013. 165 p. Tese (Doutorado em Ciência dos Alimentos), Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2013.

BORGES, G. S. C. et al. Chemical characterization, bioactive compounds and antioxidant capacity of jussara (*Euterpe edulis*) fruit from the Atlantic Forest in Southern Brazil. **Food Research International**, v. 44, p. 2128 – 2133, 2011.

BORGES, G. S. C. et al. Protective effect of *Euterpe edulis* M. on Vero cell culture and antioxidant evaluation based on phenolic composition using HPLC – ESI-MS/MS. **Food Research International**, v. 51, p. 363 – 369, 2013.

BOURSCHEID, K. et al. *Euterpe edulis*: Palmito-juçara. In: MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Espécies nativas da flora brasileira de valor econômico atual ou potencial: plantas para o futuro – Região Sul**. Brasília: MMA, 2011. p.178-183.

BOVI, M. L. A.; CARDOSO, M. **Pesquisas com o Palmito (*Euterpe edulis* Mart.)**. Campinas: Instituto Agrônômico, 1978. 46 p.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução – RDC 42, de 29 de agosto de 2013. Dispõe sobre o Regulamento Técnico MERCOSUL sobre Limites Máximos de Contaminantes Inorgânicos em Alimentos. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Poder Executivo, Brasília, DF, 30 ago. 2013. Seção 1, p. 33.

BRASIL. Instrução Normativa nº 6, de 23 de setembro de 2008. Lista Oficial das Espécies da Flora Brasileira Ameaçadas de Extinção. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil**, Poder Executivo, Brasília, DF, 23 set. 2008. Seção 1, p. 75-83.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Guia de validação e controle de qualidade analítica: fármacos em produtos para alimentação e medicamentos veterinários**. Brasília: MAPA/ACS, 2011. 72 p.

BRASIL. Ministério da Saúde. Centro Brasileiro de Análise e Planejamento. **Pesquisa Nacional de Demografia e Saúde da Criança e da Mulher – PNDS 2006: dimensões do processo reprodutivo e da saúde da criança**. Brasília: Ministério da Saúde, 2009.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Guia Alimentar para a População Brasileira**. Brasília: Ministério da Saúde, 2014.

BRAVO, L. Polyphenols: Chemistry, dietary sources, metabolism, and nutritional significance. **Nutrition Reviews**, v. 56, p. 317 – 333, 1998.

BROSCHAT, T. K.; LATHAM, W. G. Oxalate content of palm fruit mesocarp. **Biochemical Systematics and Ecology**, v. 22, p. 389-392, 1994.

BUCIC´-KOJIC´, A.; PLANINIC´, M.; TOMAS, S.; BILIC´, M.; VELIC, D. Study of solid–liquid extraction kinetics of total polyphenols from grape seeds. **Journal of Food Engineering**, v. 81, p. 236–242, 2007.

CARVALHO, P. E. R. **Espécies Florestais Brasileiras: Recomendações Silviculturais, Potencialidades e Uso da Madeira**. Colombo: EMBRAPA-CNPQ, 1994. 639 p.

CASTRO, P. R. C.; KLUGE, R. A.; PERES, L. E. P. **Manual de Fisiologia Vegetal: Teoria e Prática**. Piracicaba: Agronômica Ceres, 2005. 650 p.

CE - EUROPEAN COMMUNITY. Regulamento CE 1831/2003. 19 de Dezembro de 2003. Fixa os teores máximos de certos contaminantes presentes nos géneros alimentícios. **Jornal Oficial da União Europeia**, L 364/5.

CHITARRA, M. I. F.; CHITARRA, A. B. **Pós-Colheita de Frutas e Hortaliças: Fisiologia e Manuseio**. 2. ed. Lavras: UFLA, 2005. 783 p.

CIOLA, R. **Fundamentos da Cromatografia a Líquido de Alto Desempenho: HPLC**. São Paulo: Blücher, 1998. 192 p.

CLEMENT, C. R.; LLERAS, E.; LEEUWEN, J. O potencial das palmeiras tropicais no Brasil: acertos e fracassos das últimas décadas. **Agrociência**, v. 11, p. 67 – 71, 2005.

CODEX ALIMENTARIUS COMMISSION. **General standard for contaminants and toxins in foods**. Rome: FAO/WHO, p. 14-16, 1996.

COLES, L. T.; MOUGHAN, P. J.; DARRAGH, A. J. *In vitro* digestion and fermentation methods, including gas production techniques, as applied to nutritive evaluation of foods in the hindgut of humans and other simple-stomached animals. **Animal Food Science and Technology**, v. 123-124, part I, p. 421–444, 2005.

COLLINS, C. H.; BRAGA, G. L.; BONATO, P. S. **Introdução a Métodos Cromatográficos**. 5. ed. Campinas: Editora da Unicamp, 1993.

CONAB – Companhia Nacional de Abastecimento. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Conjuntura mensal: Juçara (fruto)**. Disponível em: <http://www.conab.gov.br/OlalaCMS/uploads/arquivos/13_10_08_11_23_59_jucarasetembro2013.pdf>. Acesso em: 02 ago. 2014.

COULTATE, T. P. **Alimentos: a química de seus componentes**. 3. ed. Porto Alegre: Artmed, 2004. 368 p.

COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3ª ed. Barueri: Manole, 2009. 1172 p.

COZZOLINO, S. M. F.; COLLI, C. **Novas Recomendações de Nutrientes: Interpretação e Utilização**. In: Usos e aplicações das Dietary Reference Intakes – DRIs ILSI/SBAN; 2001. Disponível em: <http://www.sban.com.br/educacao/pesquisa/dris.htm>. Acesso em: 23 de setembro de 2014.

CUNHA, D. F; CUNHA, S. F. C. Microminerais. In: DUTRA-DE-OLIVEIRA, J. E.; MARCHINI, J. S. **Ciências Nutricionais**. 2.ed. São Paulo: Sarvier, 2008. p. 181-207.

DA SILVA, A. G. H.; COZZOLINO, S. M. F. Cálcio. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 513-541.

DA SILVA, A. G. H.; COZZOLINO, S. M. F. Manganês. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 709-724.

DE BRITO, E. S. et al. Anthocyanins present in selected tropical fruits: Acerola, jambolão, jussara e guarabiju. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 55, p. 9389–9394, 2007.

DE ROSSO, V. V. et al. Determination of anthocyanins from acerola (*Malpighia emarginata* DC.) and açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) by HPLC-PD A–MS/MS. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 21, p. 291–299, 2008.

DEL POZO-INSFRAN, D.; BRENES, C. H.; TALCOTT, S. T. Phytochemical composition and pigment stability of acai (*Euterpe oleracea* Mart.). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 52, p. 1539–1545, 2004.

DEL POZO-INSFRAN, D.; PERCIVAL, S. S.; TALCOTT, S. T. Açaí (*Euterpe oleracea* Mart.) Polyphenolics in their glycoside and aglycone forms induce apoptosis of HL-60 leukemia cells. **Journal Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 1222-1229, 2006.

FANG, B.; ZHU, X. High content of five heavy metals in four fruits: Evidence from a case study of Pujiang County, Zhejiang Province, China. **Food Control**, v. 39, p. 62-67, 2014.

FAO/WHO. Food and Agriculture Organization of the United Nations/World Health Organization. **Agricultural biodiversity in FAO**. Disponível em: <<ftp://ftp.fao.org/docrep/fao/010/i0112e/i0112e.pdf>>. Acesso em: 12 de junho de 2013.

FAQUIM, V. **Nutrição Mineral de Plantas**. Lavras: UFLA/FAEPE, 2005. 183p.

FAWOLE, O. A.; OPARA, U. L. Changes in physical properties, chemical and elemental composition and antioxidante capacity of pomegranate (cv. Ruby) fruit at five maturity stages. **Scientia Horticulturæ**, v. 150, p. 37-46, 2013.

FERNÁNDEZ-GARCIA, E.; CARVAJAL-LÉRIDA, I.; PÉREZ-GÁLVEZ, A. *In vitro* bioaccessibility assessment as a prediction tool of nutritional efficiency. **Nutrition Research**, v. 29, p. 751-760, 2009.

FRANCO, G. **Tabela de Composição Química dos Alimentos**. 9. ed. São Paulo: Atheneu, 2008. 307p.

GAGNIER, J. J. Evidence-informed management of chronic low back pain with herbal, vitamin, mineral, and homeopathic supplements. **The Spine Journal**, v. 8, p. 70-79, 2008.

GALLORI, S.; BILIA, A. R.; BERGONZI, M. C.; BARBOSA, W. L. R.; VINCIERI, F. F. Polyphenolic constituents of fruit pulp of *Euterpe oleracea* Mart. (Açaí palm). **Chromatographia**, v. 59, p. 739-743, 2004.

GERVASIO, A. P. G. et al. Eletroforese capilar acoplada à espectrometria com plasma: uma ferramenta eficiente para a especiação. **Química Nova**, v. 26, p. 65-74, 2003.

GIRONÉS-VILAPLANA, A. et al. Evaluation of Latin-American fruits rich in phytochemicals with biological effects. **Journal of Functional Foods**, v. 7, p. 599-608, 2014.

GONÇALVES, E. C. B. A. **Análise de Alimentos: Uma Visão Química da Nutrição**. São Paulo: Varela, 2012. 324 p.

GONZÁLEZ-AGUILAR, G. A. et al. Phytochemical changes in the postharvest and minimal processing of fresh fruits and vegetables. In: DE LA ROSA, L. A.; ALVAREZ-PARRILLA, E.; GONZÁLEZ-AGUILAR, G. A. **Fruit and vegetables phytochemicals: chemistry, nutritional value and stability**. Singapura: Blackwell, 2010. p. 309-340.

- GORDON, A. et al. Chemical characterization and evaluation of antioxidant properties of açai fruits (*Euterpe oleraceae* Mart.) during ripening. **Food Chemistry**, v. 133, p. 256–263, 2012.
- GOULDING, A. Minerais importantes: cálcio e magnésio. In: MANN, J.; TRUSWELL, A. S. **Nutrição Humana**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. vol. 1, p. 126 – 137.
- GRANATO, D.; KATAYAMA, F. C. U.; CASTRO, I. A. Assessing the association between phenolic compounds and the antioxidant activity of Brazilian red wines using chemometrics. **LWT – Food Science and Technology**, v. 43, p. 1542–1549, 2010.
- GRUZ, J. et al. Phenolic acid content and radical scavenging activity of extracts from medlar (*Mespilus germanica* L.) fruit at different stages of ripening. **Food Chemistry**, v.124, p.271–277, 2011.
- HAMINIUK, C. W. I. et al. Phenolic compounds in fruits – an overview. **International Journal of Food Science and Technology**, v. 47, p. 2023–2044, 2012.
- HEMALATHA, S.; PLATEL, K.; SRINIVASAN, K. Zinc and iron contents and their bioaccessibility in cereals and pulses consumed in India. **Food Chemistry**, v. 102, p. 1328–1336, 2007.
- HENDERSON, A. The genus *Euterpe* in Brazil. In: DOS REIS, M. S.; REIS, A. ***Euterpe edulis* Martius – (Palmitheiro) biologia, conservação e manejo**. Itajaí: Herbário Barbosa Rodrigues, 2000. p. 1 – 22.
- HENRIQUES, G. S.; COZZOLINO, S. M. F. Ferro. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 569-596.
- HERVERT-HERNÁNDEZ, D. et al. The contribution of fruits and vegetables to dietary intake of polyphenols and antioxidant capacity in a Mexican rural diet: Importance of fruit and vegetable variety. **Food Research International**, v. 44, p. 1182–1189, 2011.
- HOGAN, S. et al. Antiproliferative and antioxidant properties of anthocyanins-rich extract from açai. **Food Chemistry**, v. 118, p. 208–214, 2010.

HORNERO-MÉNDEZ, D.; MÍNGUEZ-MOSQUERA, M. I. Bioaccessibility of carotenes from carrots: Effect of cooking and addition of oil. **Innovative Food Science and Emerging Technologies**, v. 8, p. 407-412, 2007.

HORST, M. A.; LAJOLO, F. M. Biodisponibilidade de compostos bioativos de alimentos. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 4. ed. Barueri: Manole, 2012, p. 879-914.

HU, J. et al. Bioaccessibility, dietary exposure and human risk assessment of heavy metals from market vegetables in Hong Kong revealed with an *in vitro* gastrointestinal model. **Chemosphere**, v. 91, p. 455-461, 2013.

HUI, Y. H. **Handbook of fruit and vegetable flavors**. Nova Jersey: John Wiley & Sons, 2010. 1095 p.

HUR, S. J. et al. *In vitro* human digestion models for food applications. **Food Chemistry**, v. 125, p. 1-12, 2011.

HURRELL, R. F. Influence of vegetable protein sources on trace element and mineral bioavailability. **Journal of Nutrition**, v. 133, p. 2973–2977, 2003.

IADEROZA, M.; BALDINI, V.L.S.; DRAETTA, S. E. ; BOVI, M. L. A. Anthocyanins from fruits of açai (*Euterpe oleracea*, Mart) and juçara (*Euterpe edulis* Mart). **Tropical Science**, v. 32, p. 41-46, 1992.

IGNAT, I.; VOLF, I.; POPA, V. I. A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. **Food Chemistry**, v. 126, p. 1821–1835, 2011.

IOM - Institute of Medicine. **Dietary reference intakes for vitamin A, vitamin K, arsenic, boron, chromium, copper, iodine, iron, manganese, molybdenum, nickel, silicon, vanadium, and zinc**. Washington, DC: National Academy Press, 2001.

ISMAIL, F. et al. Trace metal contents of vegetables and fruits of hyderabad retail market. **Pakistan Journal of Nutrition**, v. 10, p. 365-372, 2011.

IUCIF JUNIOR, N.; ANGELIS, R. C. Digestão e absorção de nutrientes. In: DUTRA-DE-OLIVEIRA, J. E.; MARCHINI, J. S. **Ciências Nutricionais**. 2.ed. São Paulo: Sarvier, 2008. p. 3-19.

JAKUBOWSKI, N.; FELDMANN, I.; STUEWER, D. Analytical improvement of pneumatic nebulization in ICP-MS by desolvation. **Spectrochimica Acta**, v. 47, p. 107-118, 1992.

JAJDA, H. et al. Comparative efficacy of two standard methods for determination of iron and zinc in fruits, pulses and cereals. **Journal of Food Science and Technology**, v. 52, p. 1096-1102, 2013.

JIANG, P. et al. Rutin and flavonoid contents in three buckwheat species *Fagopyrum esculentum*, *F. tataricum*, and *F. homotropicum* and their protective effects against lipid peroxidation. **Food Research International**, v. 40, p. 356–364, 2007.

KANG, J. et al. Anti-oxidant capacities of flavonoid compounds isolated from acai pulp (*Euterpe oleracea* Mart.). **Food Chemistry**, v. 122, p. 610-617, 2010.

KHOUZAM, R. B.; POHL, P.; LOBINSKI, R. Bioaccessibility of essential elements from white cheese, bread, fruit and vegetables. **Talanta**, v. 86, p. 425– 428, 2011.

KLUGE, R. A. et al. **Fisiologia e Manejo Pós-Colheita de Frutas de Clima Temperado**. Campinas: Editora Rural, 2002, 214 p.

KULKARNI, S. D. et al. Evaluation of bioaccessibility of some essential elements from wheatgrass (*Triticum aestivum* L.) by in vitro digestion method. **Food Chemistry**, v. 103, p. 681–688, 2007.

LANTE, A. et al. Content and characterisation of minerals in milk and in Crescenza and Squacquerone Italian fresh cheeses by ICP-OES. **Food Control**, v. 17, p. 229–233, 2006.

LEE, R.; BALICK, M. J. Palms, people, and health. **Explore**, v. 4, p. 59 – 62, 2008.

LEITZMANN, C.; WATZL, B. Outras substâncias biologicamente ativas nos vegetais: fitoquímicos. In: MANN, J.; TRUSWELL, A. S. **Nutrição Humana**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. vol. 1, p. 241 – 251.

LICHTENTHÄLER, R. et al. Total antioxidant scavenging capacities of *Euterpe oleracea* Mart. (Açaí) fruits. **International Journal of Food Sciences and Nutrition**, v. 56, p. 68–75, 2005.

LIN, C.; LAY, H. Characteristics of fruit growth, component analysis and antioxidant activity of mulberry (*Morus* spp.). **Scientia Horticulturae**, v. 162, p. 285–292, 2013.

LORENZI, H. et al. **Palmeiras Brasileiras e Exóticas Cultivadas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 2004.

LORENZI, H. et al. **Palmeiras no Brasil: Nativas e Exóticas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum, 1996.

MAC FADDEN, J. **A produção de açaí a partir do processamento dos frutos do palmito (*Euterpe edulis* Martius) na Mata Atlântica**. 2005. 100 p. Dissertação (Mestrado em Agroecossistemas) Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis-SC, 2005.

MAFRA, D.; COZZOLINO, S. M. F. Magnésio. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 554-568.

MAIHARA, V. A.; FÁVARO, D. I. T. Elementos tóxicos. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 741-771.

MARTINS-CORDER, M. P.; SALDANHA, C. W. Germinação de sementes e crescimento de plântulas de diferentes progênies de *Euterpe edulis* Martius. **Revista Árvore**, v. 30, p. 693- 699, 2006.

MCCARTHY, A. L.; O'BRIEN, N. M. Bioaccessibility of functional ingredients. **Current Nutrition and Food Science**, v. 9, p. 271-282, 2013.

MELØ, R. et al. Minerals and trace elements in commercial infant food. **Food and Chemical Toxicology**, v. 46, p. 3339–3342, 2008.

MENEZES, E. M. A.; TORRES, A. T. S.; SRUR, A. U. S. Valor nutricional da polpa de açaí (*Euterpe oleracea* Mart) liofilizada. **Acta Amazônica**, v. 38, p. 311 – 316, 2008.

MEURER, E. J. **Fundamentos de Química do Solo**. 5. ed. Porto Alegre: Evangraf, 2012. 275 p.

MILESTONE. Microwave Laboratory Systems. **Milestone Application Notes for Microwave Digestion**. Milestone Application Lab: January, 1995.

MILLER, D. D. Minerais. In: DAMODARAN, S.; PARKIN, K. L.; FENNEMA, O. R. **Química de Alimentos de Fennema**. 4. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. p. 409 – 444.

MIR-MARQUÉS, A. et al. Mineral profile of kaki fruits (*Diospyros kaki* L.). **Food Chemistry**, v. 172, p. 291-297, 2015.

MONTASER, A.; GOLIGHTLY, D. W. **Inductively Coupled Plasmas in Atomic Spectrometry**, VCH: New York, 1992.

NACZK, M.; SHAHIDI, F. Extraction and analysis of phenolics in food. **Journal of Chromatography**, v. 1054, p.95-111, 2004.

NARDI, E. P. et al. The use of inductively coupled plasma mass spectrometry (ICP-MS) for the determination of toxic and essential elements in different types of food samples. **Food Chemistry**, v. 112, p. 727–732, 2009.

NASCIMENTO, A. N. **Especiação e biodisponibilidade de metaloproteínas de Ca, Cu, Fe, Mg e Zn em castanha de caju (*Anacardium occidentale*)**. 2011. 151 f. Tese (Tese em Química). Instituto de Química da Universidade de São Paulo. São Paulo - SP, 2011.

NASCIMENTO, R. J. S. et al. Composição em ácidos graxos do óleo da polpa de açaí extraído com enzimas e com hexano. **Revista Brasileira de Fruticultura**, v. 30, p. 498-502, 2008.

NERGIZ, C.; ENGEZ, Y. Compositional variation of olive fruit during ripening. **Food Chemistry**, v. 69, p. 55-59, 2000.

OLIVEIRA, M. S. P.; CARVALHO, J. E. U.; NASCIMENTO, W. M. O. **Açaí** (*Euterpe oleracea* Mart.). Jaboticabal: FUNEP, 2000. 52 p.

OLIVEIRA, M. S. P.; FARIAS NETO, J. T.; PENA, R. S. **Açaí**: Técnicas de Cultivo e Processamento. Fortaleza: Instituto Frutal, 2007. 104 p.

PACHECO-PALLENIA, L. A.; HAWKEN, P.; TALCOTT, S. T. Phytochemical, antioxidant and pigment stability of açai (*Euterpe oleracea* Mart.) as affected by clarification, ascorbic acid fortification and storage. **Food Research International**, v. 40, p. 620–628, 2007.

PACHECO-PALENCIA, L. A.; MERTENS-TALCOTT S.; TALCOTT, S. T. Chemical composition, antioxidant properties, and thermal stability of a phytochemical enriched oil from Açai (*Euterpe oleracea*). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v.56, p. 4631-4636, 2008.

PACHECO-PALENCIA, L. A.; MERTENS-TALCOTT S. U.; TALCOTT, S. T. *In vitro* absorption and antiproliferative activities of monomeric and polymeric anthocyanin fractions from açai fruit (*Euterpe oleracea* Mart.) **Food Chemistry**, v.119, p. 1071-1078, 2010.

PACHECO-PALENCIA, L. A.; DUNCAN, C. E.; TALCOTT, S. T.; Phytochemical composition and thermal stability of two commercial açai species, *Euterpe oleracea* and *Euterpe precatoria*. **Food Chemistry**, v. 115, p. 1199–1205, 2009.

PADOVANI, R. M. et al. Dietary reference intakes: application of tables in nutritional studies. **Revista de Nutrição**, v. 19, p. 741-760, 2006.

PEDRO, N. A. R et al. Estudo do conteúdo mineral de iogurtes naturais e com sabor de frutas, comercializados na cidade de São Paulo, Brasil. **Archivos Latinoamericanos de Nutrición**, v. 51, p. 210-215, 2001.

QUINTAES, K. D. Utensílios para alimentos e implicações nutricionais. **Revista de Nutrição**, v. 13, p. 151-156, 2000.

REYKDAL, O. et al. Minerals and trace elements in Icelandic dairy products and meat. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 24, p. 980–986, 2011.

RIBEIRO, J. C. et al. Evaluation of the genotoxic and antignotoxic effects after acute and subacute treatments with açai pulp (*Euterpe oleracea* Mart.) on mice using the erythrocytes micronucleus test and the comet assay. **Mutation Research/Genetic Toxicology and Environmental Mutagenesis**, v. 695, p. 22–28, 2010.

RIBEIRO, L. O.; MENDES, M. F.; PEREIRA, C. S. S. Avaliação da composição centesimal, mineral e teor de antocianinas da polpa de juçá (*Euterpe edulis* Martius). **Revista Eletrônica TECCEN**, v. 4, p. 5-16, 2011.

ROBINSON, J. Água, eletrólitos e equilíbrio ácido-básico. In: MANN, J.; TRUSWELL, A. S. **Nutrição Humana**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. vol. 1, p. 111 – 123.

ROGEZ, H. **Açaí: Preparo, Composição e Melhoramento da Conservação**. Belém: EDUFPA, 2000. 288 p.

ROGEZ, H. et al. Sigmoidal kinetics of anthocyanin accumulation during fruit ripening: A comparison between açai fruits (*Euterpe oleracea*) and other anthocyanin-rich fruits. **Journal of Food Composition and Analysis**, v. 24, p. 796–800, 2011.

ROGIERS, S. Y. et al. Mineral sinks within ripening grape berries (*Vitis vinifera* L.). **Vitis**, v. 45, p. 115–123, 2006.

ROGIERS, S. Y; KNOWLES, N. R. Physical and chemical changes during growth, maturation, and ripening of saskatoon (*Amelanchier alnifolia*) fruit. **Canadian Journal of Botany**, v. 75, p. 1215-1225, 1997.

ROP, O. et al. Effect of five different stages of ripening on chemical compounds in medlar (*Mespilus germanica* L.). **Molecules**, v. 16, p. 74-91, 2011.

RUBY, M. V. et al. Advances in evaluating the oral bioavailability of inorganics in soil for use in human health risk assessment. **Environmental Science and Technology**, v. 33, p. 3697-3705, 1999.

RUFINO, M. S. M. et al. Bioactive compounds and antioxidant capacities of 18 nontraditional tropical fruits from Brazil. **Food Chemistry**, v. 121, p. 996-1002, 2010.

SAHUQUILLO, A.; BARBERÁ, R.; FARRÉ, R. Bioaccessibility of calcium, iron and zinc from three legume samples. **Nahrung/Food**, v. 47, p. 438-441, 2003.

SAINT'PIERRE, T. D. et al. The direct analysis of fuel ethanol by ICP-MS using a flow injection system coupled to an ultrasonic nebulizer for sample introduction. **Journal of Analytical Atomic Spectrometry**, v. 21, p. 1340-1344, 2006.

SALISBURY, F. B.; ROSS, C. W. **Plant Physiology**. Belmont, CA: Wadsworth Publishing Co. Inc., 1986.

SAMMAN, S. Oligoelementos. In: MANN, J.; TRUSWELL, A. S. **Nutrição Humana**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2011. v. 1, p. 154 - 178.

SANABRIA, N.; SANGRONIS, E. Caracterización del açai o manaca (*Euterpe oleracea* Mart.): un fruto del Amazonas. **Archivos Latinoamericanos de Nutricion**, v. 57, p. 94-98, 2007.

SANABRIA, N.; SANGRONIS, E. Impact of solar dehydration on composition and antioxidant properties of açai (*Euterpe oleracea* Mart.) **Archivos Latinoamericanos de Nutricion**, v. 61, p. 74-80, 2011.

SÁNCHEZ, A. et al. Production and transport of carbohydrates in some cultivars of muskmelon **Acta Horticulturae**, v. 287, p. 485-493, 1991.

SANDBERG, A. S. Bioavailability of minerals in legumes. **British Journal of Nutrition**, v. 88, p. 281-285, 2002.

SANTOS, A. F.; CORRÊA JÚNIOR, C.; NEVES, E. J. M. **Palmeiras para a Produção de Palmito**: Juçara, Pupunheira e Palmeira Real. Colombo: Embrapa Florestas, 2008. 188 p.

SCHAUSS, A. G. et al. Phytochemical and nutrient composition of the freeze-dried amazonian palm berry, *Euterpe oleraceae* Mart. (Açaí). **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 54, p. 8598–8603, 2006.

SCHIRMANN, G. S. et al. Frutos da palmeira-juçara: alimento de qualidade para os catarinenses. **Agropecuária Catarinense**, v. 26, p. 46-48, 2013.

SCHRECKINGER, M. E. et al. Berries from South America: a comprehensive review on chemistry, health potential and commercialization. **Journal of Medicinal Food**, v. 13, p. 233–246, 2010.

SCHULTZ, J. **Compostos fenólicos, antocianinas e atividade antioxidante de açaí de *Euterpe edulis* Martius e *Euterpe oleracea* Martius e influência de diferentes métodos de pasteurização sobre o açaí de *Euterpe edulis***. 2008. 54f. Trabalho de Conclusão (Curso de Agronomia), Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2008.

SHADHIDI, F.; NACZK, M. **Food Phenolics Sources, Chemistry, Effects, Applications**. Lancaster: Technomic Publishing Company, 1995. 331 p.

SHENG, J. P.; LIU, C.; SHEN, L. Analysis of 14 minerals of mulberry fruit in different mature stage by ICP-OES method. **Spectroscopy and Spectral Analysis**, v. 29, p. 2574-2576, 2009.

SILVA, A. G. H.; COZZOLINO, S. M. F. Cálcio. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 513-541.

SILVA, J. L. V. F. **Análise econômica da produção e transformação em ARPP, dos frutos de *Euterpe edulis* Mart. em açaí no município de Garuva, Estado de Santa Catarina**. 2005. 65 p. Dissertação

(Mestrado em Agroecossistemas), Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2005.

SILVA, M. G. P. C.; BARRETTO, W. S.; SERÔDIO, M. H. Comparação nutricional da polpa dos frutos de juçara e de açaí. In: XVIII Congresso Brasileiro de Fruticultura. Florianópolis, Santa Catarina, 22 a 26 de novembro de 2004. **Anais...CD ROM**, Florianópolis, SC, 2004.

SILVA, P. P. M. et al. Physical, chemical, and lipid composition of juçara (*Euterpe edulis* Mart.) pulp. **Brazilian Journal of Food and Nutrition**, v. 24, p. 1-7, 2013.

SIMÕES, M. O. et al. **Farmacognosia: da Planta ao Medicamento**. Porto Alegre/Florianópolis: Editora da UFRS/Editora da UFSC, 1999.

SIMS, J. T. Soil pH effects on the distribution and plant availability of manganese, copper, iron and zinc. **Soil Science Society of America Journal**, v. 50, p. 367-373, 1986.

SKOOG, D. A. et al. **Fundamentos de Química Analítica**. 8. ed. São Paulo: Thomson Learning, 2006.

SLAVIN, J. L.; LLOYD, B. Health benefits of fruits and vegetables. **Advances in Nutrition**, v. 3, p. 506–516, 2012.

SOUMYA, S. L.; NAIR, B. R. Changes in the biochemical profile of fruits of two species of avarrhoa during development. **International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences**, v. 6, p. 572-577, 2014.

STAHL, W. et al. Bioavailability and metabolism. **Molecular Aspects of Medicine**, v. 23, p. 39-100, 2002.

STALIKAS, C. D. Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. **Journal of Separation Science**, v. 30, p. 3268-3295, 2007.

STATSOFT. **Statistica**. Tulsa: Statsoft, 2000, software version 7.0.

SULIBURSKA, S.; KREJPCIO, Z. Evaluation of the content and bioaccessibility of iron, zinc, calcium and magnesium from groats, rice, leguminous grains and nuts. **Journal of Food Science and Technology**, 2014.

TAIZ, L.; ZEIGER, E. **Fisiologia Vegetal**. 4 ed. Porto Alegre: ARTMED, 2009. 820 p.

TAO, H. T. et al. Application of ICP-MS to detection of mineral elements and heavy metals in cassava's byproducts. **Spectroscopy and Spectral Analysis**, v. 29, p. 1983-1985, 2009.

TAYLOR, M. A. et al. Influence of sampling date and position in the tree on mineral nutrients, maturity and gel breakdown in cold stored 'Songold' plums. **Scientia Horticulturae**, v. 54, p. 131-141, 1993.

TIRAPEGUI, J. **Nutrição: Fundamentos e Aspectos Atuais**. São Paulo: Atheneu, 2006. 342 p.

TOALDO, I. M. et al. Effect of grape seeds on the polyphenol bioactive content and elemental composition by ICP-MS of grape juices from *Vitis labrusca* L. **LWT - Food Science and Technology**, v. 53, p. 1 – 8, 2013.

TOSUN, I.; USTUN, N. S.; TEKGULE, B. Physical and chemical changes during ripening of blackberry fruits. **Scientia Agricola**, v. 65, p. 87-90, 2008.

TRAMONTE, V. L. C. G. Sódio, cloro e potássio. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009, p. 494-512.

TSAO, R.; YANG, R. Optimization of a new mobile phase to know the complex and real polyphenolic composition: Towards a total phenolic index using high-performance liquid chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 1018, p. 29–40, 2003.

US PHARMACOPEIA XXIV & NATIONAL FORMULARY
ROCKVILLE: The United States Pharmacopeial Convention, v. 19, 2000.

VÉKEY, K. Mass spectrometry and mass-selective detection in chromatography. **Journal of Chromatography A**, v. 921, p.227-236, 2001.

VILLACHICA, H. et al. **Frutales y Hortalizas Promisorios de la Amazonia**. Lima: Tratado de Cooperación Amazonica, 1996. 367p.

VILLANUEVA, M. J. et al. Compositional changes during ripening of two cultivars of muskmelon fruits. **Food Chemistry**, v. 87, p. 179–185, 2004.

WHO. WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Concise International Chemical Assesment Document n°12, Manganese and its compounds**. Geneva, 1999.

WILLATS, W. G. T. et al. Pectin: cell biology and prospects for funcional analysis. **Plant Molecular Biology**, v. 47, p. 9-27, 2001.

YANG, J.; GUO, J.; YUAN, J. *In vitro* antioxidant properties of rutin. **LWT - Food Science and Technology**, v. 41, p. 1060–1066, 2008.

YATES, A. A. Using criteria to establish nutrient intake values. **Food and Nutrition Bulletin**, v. 28, p. s38-s50, 2007.

YILMAZ, H.; YAVUZ, Ö. Content of some trace metals in honey from south-eastern Anatolia. **Food Chemistry**, v. 65, p. 475-476, 1999.

YUYAMA, L. K. O. et al. Zinco. In: COZZOLINO, S. M. F. **Biodisponibilidade de Nutrientes**. 3. ed. Barueri: Manole, 2009. p. 616-643.

ZHANG, H.; RUI, Y. K. Determining mineral elements in four kinds of grains from Beijing market by ICP-MS simultaneously. **Journal of Saudi Chemical Society**, v. 16, p. 31-33, 2012.

ZOCOLO, G. J. **Princípios e Aplicações da Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC)**. Minicursos 2012. Araraquara: CRQ-IV, 2012.

APÊNDICES

APÊNDICE A - Concentração (mg 100g⁻¹ de matéria seca) de K, Na, Ca e Mg dos frutos de juçara em diferentes palmeiras, cachos e estádios de maturação

Palmeira 1 – Cacho leste				
Estádio	K	Na	Ca	Mg
1	1122,20 ± 26,94 ^{bc}	25,65 ± 0,35 ^d	386,05 ± 14,69 ^a	160,08 ± 3,33 ^b
2	1233,92 ± 28,74 ^{ab}	156,52 ± 7,44 ^a	438,61 ± 38,58 ^a	166,24 ± 9,05 ^b
3	1021,34 ± 10,78 ^c	10,88 ± 0,40 ^d	283,58 ± 11,76 ^b	167,42 ± 6,73 ^b
4	1192,51 ± 6,18 ^{ab}	120,28 ± 9,43 ^b	295,84 ± 2,32 ^b	162,74 ± 3,37 ^b
5	1114,10 ± 29,06 ^{bc}	85,49 ± 5,23 ^c	241,52 ± 4,21 ^b	163,16 ± 1,97 ^b
6	1124,59 ± 30,86 ^{ab}	117,25 ± 2,15 ^b	261,18 ± 0,03 ^b	163,12 ± 0,58 ^b
7	1280,24 ± 11,29 ^a	120,98 ± 3,03 ^b	297,29 ± 23,73 ^b	168,28 ± 2,37 ^b

Palmeira 1 – Cacho oeste				
Estádio	K	Na	Ca	Mg
1	1087,35 ± 31,53 ^b	15,06 ± 1,21 ^c	556,36 ± 27,83 ^a	162,70 ± 3,90 ^c
2	977,14 ± 37,67 ^b	107,47 ± 3,24 ^a	304,02 ± 3,65 ^c	153,35 ± 8,71 ^c
3	1142,45 ± 32,79 ^{ab}	111,73 ± 8,26 ^a	279,87 ± 4,49 ^c	173,46 ± 9,75 ^{bc}
4	1142,64 ± 80,33 ^{ab}	103,60 ± 2,07 ^a	308,31 ± 20,46 ^c	176,31 ± 1,32 ^{bc}
5	1119,09 ± 51,61 ^{ab}	85,56 ± 3,15 ^b	193,97 ± 1,09 ^d	172,60 ± 2,29 ^{bc}
6	1057,47 ± 24,62 ^b	109,16 ± 4,79 ^a	217,99 ± 14,63 ^d	168,73 ± 3,25 ^c

continua

continuação

Palmeira 2 – Cacho leste				
Estádio	K	Na	Ca	Mg
1	-	-	-	-
2	1125,14 ± 47,47 ^{abc}	12,53 ± 0,47 ^{bc}	432,09 ± 32,45 ^e	176,74 ± 2,49 ^{ab}
3	1065,64 ± 23,12 ^{ab}	10,40 ± 0,18 ^c	530,25 ± 12,06 ^c	164,26 ± 6,24 ^b
4	1209,21 ± 20,77 ^{ab}	16,03 ± 0,49 ^{bc}	807,00 ± 12,25 ^a	192,29 ± 0,04 ^a
5	1030,50 ± 4,24 ^c	10,31 ± 0,01 ^c	148,52 ± 1,03 ^d	169,25 ± 1,45 ^b
6	1128,99 ± 64,82 ^b	20,13 ± 1,38 ^b	407,64 ± 2,91 ^e	169,70 ± 2,29 ^b
7	1267,01 ± 33,92 ^a	123,68 ± 4,44 ^a	618,74 ± 12,73 ^b	189,03 ± 7,87 ^a

Palmeira 2 – Cacho oeste				
Estádio	K	Na	Ca	Mg
1	-	-	-	-
2	942,81 ± 9,32 ^b	15,74 ± 1,18 ^a	360,27 ± 2,70 ^{bc}	184,28 ± 4,35 ^{ab}
3	1062,87 ± 65,48 ^b	13,47 ± 0,41 ^{ab}	346,19 ± 29,11 ^c	185,48 ± 9,14 ^{ab}
4	1180,41 ± 73,64 ^{ab}	14,95 ± 0,17 ^a	403,47 ± 14,89 ^b	184,92 ± 2,74 ^{ab}
5	1080,84 ± 61,05 ^b	11,04 ± 0,12 ^b	185,25 ± 4,47 ^e	187,73 ± 13,98 ^{ab}
6	1126,45 ± 1,04 ^{ab}	11,21 ± 0,28 ^b	288,63 ± 5,44 ^d	164,08 ± 1,74 ^{ac}
7	1351,41 ± 65,95 ^a	15,33 ± 1,22 ^a	648,02 ± 8,26 ^a	191,82 ± 2,35 ^{ab}

continua

Palmeira 3 – Cacho leste				
Estádio	K	Na	Ca	Mg
1	1000,40 ± 51,83 ^d	122,72 ± 5,97 ^a	321,71 ± 9,82 ^e	179,32 ± 9,79 ^{ab}
2	1136,98 ± 5,11 ^c	12,78 ± 0,52 ^e	171,90 ± 8,61 ^f	163,12 ± 10,53 ^b
3	1152,92 ± 39,71 ^{bc}	25,49 ± 2,18 ^{cd}	824,26 ± 28,98 ^a	158,83 ± 5,81 ^b
4	1136,49 ± 0,77 ^c	19,26 ± 0,01 ^{de}	424,82 ± 30,10 ^d	173,50 ± 4,33 ^{ab}
5	1079,64 ± 48,94 ^{cd}	33,76 ± 0,24 ^{bc}	507,81 ± 8,33 ^c	159,00 ± 2,84 ^b
6	1353,04 ± 30,76 ^{ab}	21,79 ± 1,57 ^{cde}	790,72 ± 1,01 ^a	160,01 ± 3,04 ^{ab}
7	1350,71 ± 45,04 ^a	40,49 ± 2,04 ^b	660,66 ± 4,49 ^b	173,88 ± 2,93 ^{ab}
Palmeira 3 – Cacho oeste				
Estádio	K	Na	Ca	Mg
1	996,73 ± 51,04 ^c	125,00 ± 1,20 ^a	333,46 ± 6,91 ^e	163,48 ± 1,07 ^{bc}
2	1032,42 ± 29,74 ^b	15,10 ± 0,41 ^{cd}	437,25 ± 6,08 ^d	162,02 ± 2,73 ^{bc}
3	1105,73 ± 42,06 ^{ab}	13,45 ± 1,18 ^d	513,50 ± 26,33 ^b	164,90 ± 4,91 ^{bc}
4	1195,91 ± 47,96 ^{ab}	17,61 ± 0,09 ^{bc}	665,10 ± 1,34 ^a	172,71 ± 1,53 ^{ab}
5	1241,75 ± 16,92 ^{ab}	21,03 ± 0,37 ^b	535,42 ± 18,88 ^{bc}	181,59 ± 5,35 ^{ab}
6	1298,71 ± 58,03 ^a	19,51 ± 0,04 ^b	553,68 ± 10,44 ^b	169,39 ± 4,71 ^{bc}
7	1209,95 ± 90,32 ^{ab}	9,63 ± 0,97 ^e	459,36 ± 5,16 ^{cd}	169,35 ± 2,82 ^{bc}

Resultados expressos como média ± desvio padrão (n = 2). ^{a-f} Letras diferentes na mesma coluna de cada cacho e palmeira indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey (p < 0,05). **Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

APÊNDICE B - Concentração ($\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria seca) de Fe, Zn, Mn, Se, Co e Cu dos frutos de juçara em diferentes palmeiras, cachos e estádios de maturação

Palmeira 1 – Cacho leste						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	47,44 \pm 1,57 ^{ce}	29,25 \pm 0,11 ^a	130,02 \pm 2,53 ^a	<LOD	0,37 \pm 0,00 ^a	7,06 \pm 0,16 ^b
2	57,23 \pm 2,99 ^{bd}	25,58 \pm 1,37 ^{ab}	57,72 \pm 3,80 ^b	<LOD	0,13 \pm 0,01 ^b	7,95 \pm 0,27 ^{bc}
3	43,49 \pm 0,68 ^c	24,93 \pm 1,38 ^{ab}	50,75 \pm 1,88 ^{bc}	<LOD	0,13 \pm 0,00 ^c	8,66 \pm 0,42 ^{ac}
4	64,18 \pm 2,52 ^{ab}	22,28 \pm 1,61 ^{ab}	41,98 \pm 0,01 ^c	<LOD	0,09 \pm 0,01 ^d	7,89 \pm 0,07 ^{bc}
5	53,49 \pm 2,62 ^{de}	26,24 \pm 1,54 ^{ab}	42,53 \pm 3,20 ^c	1,11 \pm 0,02 ^a	0,11 \pm 0,01 ^c	7,86 \pm 0,08 ^{bc}
6	54,74 \pm 0,36 ^{de}	28,56 \pm 1,06 ^a	41,38 \pm 1,07 ^c	1,04 \pm 0,03 ^a	0,14 \pm 0,00 ^b	8,02 \pm 0,18 ^{ac}
7	66,35 \pm 1,47 ^a	27,51 \pm 0,09 ^a	51,26 \pm 2,87 ^{bc}	1,07 \pm 0,01 ^a	0,08 \pm 0,00 ^d	8,95 \pm 0,30 ^a

Palmeira 1 – Cacho oeste						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	43,73 \pm 1,57 ^d	29,86 \pm 0,47 ^{ab}	171,96 \pm 7,31 ^a	<LOD	0,40 \pm 0,02 ^a	6,70 \pm 0,39 ^c
2	34,18 \pm 1,89 ^e	24,59 \pm 1,33 ^{bc}	38,82 \pm 1,41 ^c	<LOD	0,09 \pm 0,01 ^c	8,16 \pm 0,20 ^{bc}
3	35,50 \pm 1,63 ^e	24,85 \pm 0,29 ^{abc}	45,26 \pm 1,70 ^c	0,57 \pm 0,02 ^c	0,09 \pm 0,01 ^c	9,35 \pm 0,03 ^b
4	60,88 \pm 0,71 ^b	25,28 \pm 1,01 ^{abc}	45,44 \pm 0,58 ^c	0,55 \pm 0,01 ^c	0,09 \pm 0,01 ^c	9,21 \pm 0,28 ^b
5	49,32 \pm 1,28 ^{cd}	21,83 \pm 1,53 ^b	41,04 \pm 1,03 ^c	1,38 \pm 0,04 ^a	0,10 \pm 0,00 ^c	8,97 \pm 0,13 ^b
6	54,90 \pm 0,67 ^{bc}	23,57 \pm 0,55 ^b	37 \pm 1,40 ^c	1,03 \pm 0,02 ^b	0,08 \pm 0,00 ^c	9,34 \pm 0,01 ^b
7	69,05 \pm 3,04 ^a	29,23 \pm 1,45 ^{ab}	59,67 \pm 1,86 ^{bc}	1,10 \pm 0,02 ^b	0,15 \pm 0,01 ^b	11,57 \pm 0,92 ^a

continua

continuação

Palmeira 2 – Cacho leste						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	-	-	-	-	-	-
2	$40,47 \pm 3,48^c$	$27,08 \pm 0,37^b$	$64,19 \pm 0,00^a$	<LOD	$0,13 \pm 0,01^b$	$8,26 \pm 0,29^c$
3	$38,40 \pm 2,88^c$	$23,93 \pm 0,24^b$	$51,55 \pm 1,91^{bc}$	$1,12 \pm 0,02^c$	$0,13 \pm 0,01^b$	$7,84 \pm 0,13^c$
4	$53,93 \pm 0,83^b$	$36,68 \pm 2,07^a$	$66,89 \pm 4,31^a$	$1,09 \pm 0,04^c$	$0,17 \pm 0,01^a$	$10,81 \pm 0,51^{bc}$
5	$53,11 \pm 3,94^b$	$24,71 \pm 1,11^b$	$42,84 \pm 2,33^c$	$1,36 \pm 0,01^b$	$0,17 \pm 0,01^a$	$11,29 \pm 0,96^{bb}$
6	$56,05 \pm 1,60^a$	$25,10 \pm 0,37^b$	$49,57 \pm 4,11^{bc}$	$0,90 \pm 0,03^d$	$0,13 \pm 0,01^b$	$8,95 \pm 0,33^c$
7	$65,35 \pm 1,10^a$	$24,66 \pm 0,62^b$	$57,03 \pm 2,39^{abc}$	$2,01 \pm 0,01^a$	$0,15 \pm 0,01^{ab}$	$17,90 \pm 1,41^a$

Palmeira 2 – Cacho oeste						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	-	-	-	-	-	-
2	$40,07 \pm 2,82^{cd}$	$24,39 \pm 0,09^b$	$51,40 \pm 2,01^b$	<LOD	$0,14 \pm 0,00^b$	$8,37 \pm 0,34^b$
3	$67,96 \pm 1,42^d$	$23,92 \pm 0,01^b$	$49,49 \pm 0,80^b$	$0,37 \pm 0,01^d$	$0,14 \pm 0,00^b$	$8,55 \pm 0,20^{ab}$
4	$34,52 \pm 1,63^{bc}$	$32,03 \pm 1,23^a$	$60,47 \pm 1,39^a$	$0,62 \pm 0,04^c$	$0,14 \pm 0,01^b$	$9,93 \pm 0,01^a$
5	$43,50 \pm 1,52^b$	$24,34 \pm 0,78^b$	$48,13 \pm 1,62^b$	$1,18 \pm 0,01^a$	$0,21 \pm 0,01^a$	$9,08 \pm 0,46^{ab}$
6	$65,96 \pm 2,89^a$	$29,53 \pm 0,61^{ab}$	$48,63 \pm 1,74^b$	$0,86 \pm 0,04^b$	$0,15 \pm 0,01^b$	$9,53 \pm 0,56^{ab}$
7	$67,96 \pm 1,42^a$	$25,85 \pm 0,87^b$	$52,37 \pm 1,40^{ab}$	$0,92 \pm 0,05^b$	$0,15 \pm 0,01^b$	$8,94 \pm 0,43^{ab}$

continua

Palmeira 3 – Cacho leste						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	39,94 ± 0,79 ^e	38,48 ± 0,25 ^{bc}	49,33 ± 1,91 ^d	<LOD	0,10 ± 0,00 ^b	8,76 ± 0,05 ^b
2	53,91 ± 0,77 ^d	28,88 ± 1,31 ^c	20,33 ± 0,83 ^e	<LOD	0,07 ± 0,00 ^b	5,57 ± 0,42 ^e
3	56,56 ± 1,72 ^{cd}	32,01 ± 1,63 ^c	180,02 ± 6,94 ^a	0,40 ± 0,01 ^d	0,38 ± 0,00 ^a	6,83 ± 0,38 ^d
4	58,86 ± 4,32 ^{cd}	45,97 ± 1,98 ^a	105,54 ± 0,48 ^c	1,40 ± 0,04 ^a	0,39 ± 0,04 ^a	6,20 ± 0,03 ^d
5	63,95 ± 1,44 ^{bc}	25,35 ± 1,18 ^{cde}	152,56 ± 1,14 ^b	0,67 ± 0,01 ^c	0,36 ± 0,02 ^a	7,55 ± 0,20 ^{cd}
6	68,90 ± 2,47 ^b	29,38 ± 2,10 ^{cd}	144,47 ± 1,23 ^b	1,05 ± 0,01 ^b	0,38 ± 0,01 ^a	8,02 ± 0,07 ^{bcd}
7	82,26 ± 2,37 ^a	31,41 ± 0,18 ^c	161,39 ± 4,63 ^{ab}	1,34 ± 0,08 ^a	0,42 ± 0,00 ^a	10,68 ± 0,01 ^a
Palmeira 3 – Cacho oeste						
Estádio	Fe	Zn	Mn	Se	Co	Cu
1	47,24 ± 1,07 ^e	24,65 ± 1,86 ^{bc}	47,49 ± 0,15 ^c	<LOD	0,11 ± 0,01 ^c	8,10 ± 0,19 ^{ab}
2	57,43 ± 4,92 ^{cd}	26,89 ± 0,00 ^{bc}	108,33 ± 6,80 ^b	<LOD	0,32 ± 0,00 ^b	7,13 ± 0,26 ^b
3	53,99 ± 0,70 ^{de}	27,17 ± 0,79 ^{bc}	136,77 ± 4,25 ^a	<LOD	0,31 ± 0,01 ^b	7,20 ± 0,38 ^b
4	53,91 ± 0,31 ^{de}	82,69 ± 5,22 ^a	135,46 ± 2,31 ^a	<LOD	0,35 ± 0,01 ^{ab}	7,45 ± 0,09 ^b
5	66,88 ± 2,66 ^{bc}	34,46 ± 0,30 ^{bc}	138,23 ± 2,69 ^a	0,52 ± 0,01 ^c	0,35 ± 0,01 ^{ab}	7,99 ± 0,35 ^{ab}
6	68,29 ± 0,01 ^b	36,22 ± 0,85 ^b	130,41 ± 0,72 ^a	0,69 ± 0,03 ^b	0,32 ± 0,01 ^b	8,03 ± 0,16 ^{ab}
7	84,76 ± 0,38 ^a	34,35 ± 0,36 ^b	125,81 ± 1,27 ^{ab}	1,19 ± 0,03 ^a	0,39 ± 0,01 ^a	8,64 ± 0,19 ^a

Resultados expressos como média ± desvio padrão (n = 2). ^{a-c} Letras diferentes na mesma coluna de cada cacho e palmeira indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey (p < 0,05). **Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

APÊNDICE C – Concentração ($\mu\text{g g}^{-1}$ de matéria seca) de Al, Pb, Cd e Ni dos frutos de juçara em diferentes palmeiras, cachos e estádios de maturação

Palmeira 1 – Cacho leste				
Estádio	Al	Pb	Cd	Ni
1	$12,79 \pm 0,50^b$	$0,15 \pm 0,01^d$	$0,07 \pm 0,00^b$	$1,98 \pm 0,02^b$
2	$16,12 \pm 1,23^a$	$0,66 \pm 0,01^a$	$0,04 \pm 0,00^c$	$2,57 \pm 0,05^a$
3	$7,63 \pm 0,04^c$	$0,34 \pm 0,01^b$	$0,04 \pm 0,00^c$	$0,80 \pm 0,03^d$
4	$11,28 \pm 0,22^b$	$0,34 \pm 0,03^b$	$0,03 \pm 0,00^d$	$1,29 \pm 0,06^c$
5	$15,99 \pm 0,02^a$	$0,66 \pm 0,03^a$	$0,03 \pm 0,00^d$	$1,32 \pm 0,08^c$
6	$12,56 \pm 0,67^b$	$0,14 \pm 0,01^d$	$0,08 \pm 0,00^a$	$0,78 \pm 0,03^{de}$
7	$13,48 \pm 0,18^b$	$0,25 \pm 0,01^c$	$0,01 \pm 0,00^e$	$0,61 \pm 0,01^e$
Palmeira 1 – Cacho oeste				
Estádio	Al	Pb	Cd	Ni
1	$10,40 \pm 0,01^{bc}$	$0,43 \pm 0,01^c$	$0,09 \pm 0,00^a$	$2,22 \pm 0,01^a$
2	$9,84 \pm 0,22^b$	$1,02 \pm 0,05^a$	$0,05 \pm 0,00^c$	$0,81 \pm 0,01^{cd}$
3	$10,73 \pm 0,79^{bcd}$	$0,40 \pm 0,00^c$	$0,03 \pm 0,00^d$	$0,54 \pm 0,01^e$
4	$12,43 \pm 0,06^a$	$0,90 \pm 0,04^b$	$0,06 \pm 0,00^b$	$0,91 \pm 0,05^c$
5	$13,15 \pm 0,10^a$	$0,41 \pm 0,04^c$	< LOD	$1,18 \pm 0,03^b$
6	$11,69 \pm 0,10^{acd}$	$0,17 \pm 0,01^d$	< LOD	$0,69 \pm 0,03^d$
7	$12,32 \pm 0,67^{ab}$	$0,35 \pm 0,00^c$	< LOD	$0,90 \pm 0,05^c$

continua

continuação

Palmeira 2 – Cacho leste				
Estádio	Al	Pb	Cd	Ni
1	-	-	-	-
2	$9,90 \pm 0,04^c$	$0,79 \pm 0,01^b$	$0,05 \pm 0,00^a$	$0,67 \pm 0,05^c$
3	$6,36 \pm 0,08^d$	$0,21 \pm 0,01^e$	$0,05 \pm 0,00^a$	$0,58 \pm 0,05^c$
4	$11,61 \pm 0,73^{ab}$	$1,41 \pm 0,01^a$	$0,04 \pm 0,00^b$	$0,99 \pm 0,04^b$
5	$11,02 \pm 0,22^{bc}$	$0,30 \pm 0,01^d$	$0,03 \pm 0,00^c$	$1,21 \pm 0,04^a$
6	$9,70 \pm 0,04^c$	$0,45 \pm 0,03^c$	$0,05 \pm 0,00^a$	$0,58 \pm 0,03^c$
7	$12,86 \pm 0,47^a$	$0,28 \pm 0,01^d$	$0,03 \pm 0,00^c$	$0,92 \pm 0,01^b$

Palmeira 2 – Cacho oeste				
Estádio	Al	Pb	Cd	Ni
1	-	-	-	-
2	$10,38 \pm 0,12^b$	$0,62 \pm 0,01^a$	$0,04 \pm 0,00^d$	$1,09 \pm 0,01^b$
3	$6,26 \pm 0,18^d$	$0,40 \pm 0,01^b$	$0,05 \pm 0,00^c$	$0,49 \pm 0,01^d$
4	$9,50 \pm 0,09^{bc}$	$0,67 \pm 0,04^a$	$0,09 \pm 0,00^a$	$0,74 \pm 0,01^c$
5	$10,62 \pm 0,05^b$	$0,31 \pm 0,01^c$	$0,04 \pm 0,00^d$	$0,44 \pm 0,04^d$
6	$14,98 \pm 0,82^a$	$0,43 \pm 0,01^b$	$0,08 \pm 0,00^b$	$1,17 \pm 0,04^b$
7	$9,81 \pm 0,01^{bc}$	$0,24 \pm 0,01^c$	$0,05 \pm 0,00^c$	$1,68 \pm 0,00^a$

continua

Palmeira 3 – Cacho leste				
Estádio	Al	Pb	Cd	Ni
1	11,22 ± 0,49 ^{ab}	0,32 ± 0,00 ^d	0,03 ± 0,00 ^d	0,89 ± 0,02 ^c
2	8,02 ± 0,49 ^c	0,55 ± 0,00 ^b	0,05 ± 0,00 ^c	0,48 ± 0,02 ^d
3	10,33 ± 0,49 ^b	0,41 ± 0,01 ^c	0,08 ± 0,00 ^b	0,87 ± 0,01 ^c
4	11,31 ± 0,07 ^{ab}	1,36 ± 0,01 ^a	0,15 ± 0,01 ^a	1,35 ± 0,07 ^{ab}
5	11,09 ± 0,17 ^{ab}	0,19 ± 0,01 ^f	0,03 ± 0,00 ^d	1,38 ± 0,04 ^a
6	12,52 ± 0,47 ^a	0,33 ± 0,01 ^d	0,05 ± 0,00 ^c	1,17 ± 0,03 ^b
7	11,86 ± 0,59 ^{ab}	0,22 ± 0,01 ^e	0,06 ± 0,00 ^c	0,83 ± 0,01 ^c
Palmeira 3 – Cacho oeste				
Estádio	Al	Pb	Cd	Ni
1	13,35 ± 0,58 ^a	0,47 ± 0,01 ^{bc}	0,04 ± 0,00 ^c	2,78 ± 0,15 ^a
2	10,35 ± 0,43 ^{bc}	0,52 ± 0,02 ^b	0,07 ± 0,01	2,20 ± 0,13 ^b
3	8,21 ± 0,61 ^c	0,39 ± 0,02 ^d	0,07 ± 0,00 ^b	0,96 ± 0,03 ^c
4	12,21 ± 0,24 ^{ab}	0,39 ± 0,00 ^d	0,25 ± 0,01 ^a	0,91 ± 0,05 ^c
5	12,76 ± 0,70 ^a	0,62 ± 0,00 ^a	0,05 ± 0,00 ^{bc}	1,09 ± 0,03 ^c
6	12,64 ± 0,50 ^a	0,41 ± 0,02 ^{cd}	0,05 ± 0,00 ^{bc}	0,90 ± 0,02 ^c
7	13,38 ± 0,13 ^a	0,19 ± 0,01 ^e	0,04 ± 0,00 ^c	1,83 ± 0,08 ^b

Resultados expressos como média ± desvio padrão (n = 2). ^{a-f} Letras diferentes na mesma coluna de cada palmeira e cacho indicam diferenças significativas entre as médias de acordo com o teste de Tukey (p < 0,05). Na palmeira 2 o início da maturação foi mais tardio, por isso não há valores na primeira coleta.

Fonte: próprio autor.

ANEXOS

ANEXO A - Tabela simplificada das necessidades de ingestão diária para K, Ca, Mg, Fe, Zn, Mn, Se e Cu. Valores demonstrados em mg/dia

Crianças						
	1 a 3 anos			4 a 8 anos		
	RDA	UL		RDA	UL	
K	3000 *	ND		3800 *	ND	
Ca	500 *	2500		800 *	2500	
Mg	80	65		130	110	
Fe	7	40		10	40	
Zn	3	7		5	12	
Mn	1,2 *	2		1,5 *	3	
Se	0,02	0,09		0,03	0,15	
Cu	260	340		340	440	
Homens						
	9 a 18 anos			19 a 50 anos		> 51 anos
	RDA	UL		RDA	UL	
K	4700 *	ND		4700 *	ND	4700 *
Ca	1300 *	2500		1000 *	2500	1200 *
Mg	340	410		350	400	350
Fe	11	40		8	45	8
Zn	11	23		11	40	11
Mn	2,2 *	6		2,3 *	11	2,3 *
Se	0,055	0,4		0,055	0,4	0,055
Cu	0,69	0,9		0,7	0,9	0,7
Mulheres						
	9 a 18 anos			19 a 50 anos		> 51 anos
	RDA	UL		RDA	UL	
K	4700 *	ND		4700 *	ND	4700 *
Ca	1300 *	2500		1000 *	2500	1200 *
Mg	360	350		320	350	320
Fe	15	45		18	45	8
Zn	9	23		8	40	8
Mn	1,6 *	6		1,8 *	11	1,8 *
Se	0,055	0,4		0,055	0,4	0,055
Cu	0,89	5		0,9	10	0,9

* Apenas a ingestão adequada (AI) foi estabelecida.

Fonte: adaptada de IOM, 2001.